

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS

Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade



DISSERTAÇÃO

Suscetibilidade de populações dos dípteros *Anastrepha fraterculus*, *Ceratitis capitata* (Tephritidae) e *Drosophila suzukii* (Drosophilidae) a inseticidas e efeitos transgeracionais sobre o himenóptero *Trichopria anastrephae* (Diapriidae)

Maíra Chagas Moraes

Pelotas, 2021.

Maíra Chagas Moraes

Suscetibilidade de populações dos dípteros *Anastrepha fraterculus* e *Ceratitis capitata* (Tephritidae) e *Drosophila suzukii* (Drosophilidae) a inseticidas e efeitos transgeracionais sobre o himenóptero *Trichopria anastrephae* (Diapriidae)

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Fitossanidade da Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel da Universidade Federal de Pelotas, como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Ciências (área de conhecimento: Entomologia).

Orientador: Prof. Dr. Daniel Bernardi
Coorientador: Prof. Dr. Anderson Dionei Grützmacher
Dr. Dori Edson Nava

Pelotas, 2021.

Maíra Chagas Morais

Suscetibilidade de populações dos dípteros *Anastrepha fraterculus* e *Ceratitis capitata* (Tephritidae) e *Drosophila suzukii* (Drosophilidae) a inseticidas e efeitos transgeracionais sobre o himenóptero *Trichopria anastrephae* (Diapriidae)

Dissertação aprovada, como requisito parcial, para obtenção do grau de Mestre em Fitossanidade, Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas.

Data da Defesa: 26 de fevereiro de 2021.

Banca examinadora:

.....

Prof. Dr. Daniel Bernardi (Orientador)

Doutor em Entomologia pela Universidade de São Paulo.

.....

Dra. Adrise Medeiros Nunes

Doutora em Fitossanidade pela Universidade Federal de Pelotas.

.....

Dr. Dori Edson Nava

Doutor em Entomologia pela Universidade de São Paulo.

.....

Dr. Rafael Antonio Pasini

Doutor em Fitossanidade pela Universidade Federal de Pelotas.

Agradecimentos

Primeiramente agradeço a Deus pela vida.

Pelo apoio concedido e a força durante todo o percurso, assim como os ensinamentos, a educação, os valores e os princípios, agradeço a minha família. Em especial aos meus pais, Luís André Morais e Dulce Helena Centeno Chagas Morais, e meu irmão, Andrey Chagas Morais, pelo amor e por compartilharem esse objetivo comigo.

Ao meu parceiro de horas boas e ruins Matheus Rakes, pelo apoio e a vida ao meu lado, agradeço.

Àqueles que se tornaram minha segunda família Josemar Rakes, Laudite Rakes e Micael Rakes, agradeço.

Ao orientador, Prof. Dr. Daniel Bernardi, pela direção, incentivo, paciência e confiança, agradeço. Aos coorientadores, Prof. Dr. Anderson Dionei Grützmacher e Dr. Dori Edson Nava, pela colaboração e parceria, obrigada.

Aos colegas do Laboratório de Manejo Integrado de Pragas e Laboratório de Biologia de Insetos, agradeço pela companhia e auxílio.

Aos professores do Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade pelo conhecimento repassado.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa.

Resumo

Morais, Maíra Chagas. **Suscetibilidade de populações dos dípteros *Anastrepha fraterculus* e *Ceratitis capitata* (Tephritidae) e *Drosophila suzukii* (Drosophilidae) a inseticidas e efeitos transgeracionais sobre o himenóptero *Trichopria anastrephae* (Diapriidae).** 2021. 75f. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade. Universidade Federal de Pelotas, Pelotas.

Dentre os artrópodes-praga de maior importância na fruticultura brasileira, estão as moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae), com destaque para *Anastrepha fraterculus* Wiedemann, 1830 e *Ceratitis capitata* Wiedemann, 1824. Contudo, a partir de 2014, *Drosophila suzukii* Matsumura, 1931 (Diptera: Drosophilidae) ganhou status de principal praga de frutos de tegumento fino, devido à capacidade das fêmeas de perfurar frutos intactos para oviposição. Para as três espécies, o controle químico com a utilização de inseticidas sintéticos é a estratégia mais utilizada de manejo em campo. Diante do elevado número de aplicações (de 4 a 6 por safra), surgem preocupações quanto aos efeitos gerados na entomofauna benéfica e a probabilidade de evolução da resistência aos inseticidas. Frente a isso, o objetivo do presente estudo foi conhecer a suscetibilidade de populações geograficamente distintas de *A. fraterculus*, *C. capitata* e *D. suzukii* a inseticidas, bem como avaliar os efeitos letais, subletais e transgeracionais de inseticidas sobre o parasitoide *Trichopria anastrephae* Costa Lima, 1940 (Hymenoptera: Diapriidae), considerado o principal parasitoide pupal de *D. suzukii* no Brasil. Através de bioensaios de ingestão utilizando uma população suscetível de referência de *A. fraterculus*, *C. capitata* e *D. suzukii*, foram definidas as concentrações letais (CL₅₀ e CL₉₀) e as concentrações diagnósticas (com base nos valores de CL₉₉) de diferentes inseticidas. Para a população suscetível de referência de *A. fraterculus*, os inseticidas apresentaram baixos valores de CL₅₀ em relação a suscetibilidade a lamba-cialotrina (6,34 µg i.a./mL), malationa (6,54 µg i.a./mL) e espinosade (8,76 µg i.a./mL). A população suscetível de laboratório de *C. capitata* teve resposta semelhante de concentração letal (CLs), sendo espinosade (1,30 µg i.a./mL), espinetoram (2,76 µg i.a./mL) e malationa (7,10 µg i.a./mL), contudo foram determinadas CLs significativamente mais elevadas para lamba-cialotrina (76,55 µg i.a./mL). Da mesma forma, os valores de CL₅₀ para deltametrina (0,67 µg i.a./mL), malationa (3,30 µg i.a./mL), espinosade (4,16 µg i.a./mL), espinetoram (4,75 µg i.a./mL) foram menores para população suscetível de *D. suzukii* que abamectina (15,02 µg i.a./mL), acetamiprido (39,38 µg i.a./mL) e tiametoxam (70,15 µg i.a./mL). As concentrações diagnósticas de cada inseticida causam mortalidade superior a 90% para as três espécies, sugerindo uma baixa variação interpopulacional na suscetibilidade. Ao avaliar a toxicidade letal, subletal e os efeitos transgeracionais dos inseticidas

abamectina, deltametrina, malationa, espinetoram e tiametoxam sobre adultos de *T. anastrephae* durante as gerações F₀, F₁ e F₂, foi verificado que na geração F₀, malationa foi o único inseticida que provocou 100% de mortalidade dos parasitoides. Contudo, todos os inseticidas avaliados afetaram a taxa de parasitismo, sendo classificados como moderadamente e levemente nocivos. Na geração F₁ do parasitoide, a emergência também foi afetada, classificando os inseticidas malationa, deltametrina, espinetoram e tiametoxam como moderadamente a levemente nocivos. Contudo, o inseticida abamectina foi classificado como inócuo. Na geração F₂ os inseticidas avaliados não causaram efeitos negativos sobre o parasitoide *T. anastrephae* sendo classificados como inócuos. As concentrações diagnósticas definidas podem ser utilizadas em programas de monitoramento de resistência no Brasil. Assim como, para se estabelecer um programa de MIP o conhecimento da toxicidade dos inseticidas ao parasitoide *T. anastrephae* é fundamental para manter a sustentabilidade do sistema de manejo.

Palavras-chave: Moscas-das-frutas, Drosófila-da-Asa-Manchada, Resistência de Insetos a Inseticidas, Manejo Integrado de Pragas, parasitoide pupal, seletividade.

Abstract

Morais, Maíra Chagas. **Susceptibility of dipteran populations of *Anastrepha fraterculus* and *Ceratitis capitata* (Tephritidae) and *Drosophila suzukii* (Drosophilidae) to insecticides and transgenerational effects on the hymenopteran *Trichopria anastrephae* (Diapriidae).** 2021. 75f. Dissertation (Master's) – Post Graduate Program in Crop Protection. Federal University of Pelotas, Pelotas.

Among the most important pest arthropods in Brazilian fruit production are fruit flies (Diptera: Tephritidae), with emphasis on *Anastrepha fraterculus* Wiedemann, 1830 and *Ceratitis capitata* Wiedemann, 1824. However, as of 2014, *Drosophila suzukii* Matsumura, 1931 (Diptera: Drosophilidae) gained status as the main pest of fine tegument fruits, due to the ability of females to pierce intact fruits for oviposition. For the three species, chemical control with the use of synthetic insecticides is the most widely used field management strategy. In view of the high number of applications (from 4 to 6 per harvest), concerns arise about the effects generated on the beneficial entomofauna and the probability of evolution of resistance to insecticides. In view of this, the objective of the present study was to know the susceptibility of populations geographically distinct from *A. fraterculus*, *C. capitata* and *D. suzukii* to insecticides, as well as to evaluate the lethal, sublethal and transgenerational effects of insecticides on the parasitoid *Trichopria anastrephae* Costa Lima, 1940 (Hymenoptera: Diapriidae), considered the main pupal parasitoid of *D. suzukii* in Brazil. Through ingestion bioassays using a susceptible reference population of *A. fraterculus*, *C. capitata* and *D. suzukii*, lethal concentrations (LC₅₀ and LC₉₀) and diagnostic concentrations (based on the values of LC₉₉) of different insecticides were defined. For the susceptible population of *A. fraterculus*, the insecticides had low LC₅₀ values in relation to susceptibility to lambda-cyhalothrin (6.34 µg ia / mL), malationa (6.54 µg ia / mL) and spinosad (8.76 µg ai / mL). The susceptible population of *C. capitata* laboratory had a similar response in lethal concentration (LC_s), being spinosad (1.30 µg ia / mL), spinetoram (2.76 µg ia / mL) and malationa (7.10 µg ia / mL), however significantly higher LC_s were found for lambda-cyhalothrin (76.55 µg ai / mL). Likewise, the LC₅₀ values for deltamethrin (0.67 µg ia / mL), malationa (3.30 µg ia / mL), spinosad (4.16 µg ia / mL), spinetoram (4.75 µg ia / mL) were lower for the susceptible population of *D. suzukii* than abamectin (15.02 µg ia / mL), acetamiprid (39.38 µg ia / mL) and thiamethoxam (70.15 µg ia / mL). The diagnostic concentrations of each insecticide cause mortality greater than 90% for the three species, suggesting a low interpopulation variation in susceptibility. When evaluating the lethal, sublethal toxicity and the transgenerational effects of the insecticides abamectin, deltamethrin, malationa, espinetoram and thiametoxam on adults of *T. anastrephae* during the F₀, F₁ and F₂ generations, it was verified that in the F₀ generation, malationa was the only insecticide that caused 100% mortality of the parasitoids. However, all insecticides evaluated

affected the rate of parasitism, being classified as moderately and slightly harmful. In the F_1 generation of the parasitoid, emergence was also affected, classifying the insecticides malathion, deltamethrin, spinetoram and thiamethoxam as moderately to slightly harmful. However, the insecticide abamectin was classified as harmless. In the F_2 generation, the insecticides evaluated did not cause negative effects on the parasitoid *T. anastrephae* and were classified as harmless. The defined diagnostic concentrations can be used in resistance monitoring programs in Brazil. As well, in order to establish a MIP program, knowledge of the toxicity of insecticides to the parasitoid *T. anastrephae* is essential to maintain the sustainability of the management system.

Keywords: Fruit flies, Spotted-winged Drosophila, Insect Resistance to Insecticides, Integrated Pest Management, pupal parasitoids, selectivity.

Lista de figuras

Figura 1. Curva de sobrevivência de adultos da geração F1 de *Trichopria anastrephae*, (A) machos e (B) fêmeas, quando submetidos a diferentes inseticidas. As curvas foram geradas por meio de estimadores de Kaplan-Meier e comparadas no teste Log-Rank ($P > 0,05$)..... 69

Lista de tabelas

Artigo 1

Table 1. Location, hosts and production system where Brazilian populations of <i>A. fraterculus</i> , <i>C. capitata</i> , and <i>D. suzukii</i> were collected to evaluate susceptibility to selected insecticides..	39
Table 2. Commercial insecticides used to assess the susceptibility of Brazilian populations to <i>A. fraterculus</i> , <i>C. capitata</i> and <i>D. suzukii</i> ..	40
Table 3. Lethal concentrations (LC; µg a.i./mL) of insecticides selected for <i>A. fraterculus</i> , <i>C. capitata</i> and <i>D. suzukii</i> in ingestion bioassays..	41
Table 4. Mortality response (% ± SE) of fruit fly adults exposed to selected insecticides (diagnostic concentration) in ingestion bioassays..	42
Table 5. Mortality response (% ± SE) of field populations from <i>D. suzukii</i> exposed to selected insecticides (diagnostic concentration) in ingestion bioassays..	43

Artigo 2

Tabela 1. Inseticidas comerciais utilizados para avaliar a toxicidade letal e subletal em <i>Trichopria anastrephae</i> .	65
Tabela 2. Mortalidade, taxa de parasitismo, redução de parasitismo e classificação da IOBC para geração F ₀ de <i>Trichopria anastrephae</i> .	66
Tabela 3. Taxa emergência e parasitismo, redução de emergência e parasitismo, razão sexual e classificação IOBC para geração F ₁ de <i>Trichopria anastrephae</i>	67
Tabela 4. Taxa emergência, redução de emergência, classificação IOBC e razão sexual para geração F ₂ de <i>Trichopria anastrephae</i>	68

Sumário

Introdução Geral.....	13
Artigo 1 – Journal of Economic Entomology	17
Susceptibility of Brazilian populations of <i>Anastrepha fraterculus</i>, <i>Ceratitis capitata</i> (Diptera: Tephritidae), and <i>Drosophila suzukii</i> (Diptera: Drosophilidae) to selected insecticides	18
Introduction	20
Material and Methods.....	22
Results	24
Discussion.....	26
References cited	30
Artigo 2 – Ecotoxicology	44
Toxicidade e efeitos transgeracionais de inseticidas sobre <i>Trichopria anastrephae</i> (Hymenoptera: Diapriidae)	45
Resumo	46
1. Introdução	47
2. Material e Métodos.....	49
3. Resultados	51
4. Discussão.....	53
Referências citadas	57
Considerações finais	70
Referências	71

Introdução Geral

O Brasil está entre os maiores produtores frutícolas do mundo, de acordo com o último Anuário Brasileiro de Horti&Fruti (2020). O país obteve uma produção de aproximadamente 43 milhões de toneladas de frutas, gerando pelo menos 13 milhões de empregos e ocupando uma área de aproximadamente dois milhões de hectares. De modo que, quando se trata de exportação, o país ainda foi responsável por embarcar um milhão de toneladas de frutas, totalizando uma receita de US\$ 875 milhões (ABRAFRUTAS, 2021).

A cadeia da fruticultura está estabelecida em todas as regiões do Brasil, com destaque para as regiões Sudeste, Nordeste e Sul, que apresentam as maiores áreas cultivadas, bem como aproximadamente de 21 espécies fruteiras tropicais e temperadas (ANUÁRIO BRASILEIRO DE HORTI&FRUTI, 2020). Contudo, problemas fitossanitários são comuns em todo o país, como a ocorrência de artrópodes-praga que acarretam perdas econômicas significativas em função dos danos diretos e indiretos causados (BOTTON et al., 2016).

Dentre os artrópodes-praga de maior importância, estão as moscas-das-frutas (Diptera: Tephritidae), com ênfase para as espécies *Anastrepha fraterculus* Wiedemann, 1830, conhecida popularmente como mosca-das-frutas sul-americana, e *Ceratitis capitata* Wiedemann, 1824, a mosca-do-mediterrâneo (NAVA & BOTTON, 2010; BOTTON et al., 2016). No entanto, no ano de 2014 a *Drosophila suzukii* Matsumura, 1931 (Diptera: Drosophilidae) foi relatada pela primeira vez no Brasil (SANTOS, 2014), quando começou a gerar preocupação, principalmente, para o cultivo de frutos de tegumento fino como morangos [*Fragaria* × *ananassa* Duch (Rosales: Rosaceae)], mirtilos

[*Vaccinium myrtillus* Linnaeu (Ericales: Ericaceae)], cerejas [*Prunus* sp. (Rosales: Rosaceae)], amoras [*Morus* sp. (Urticales: Moraceae)] e framboesas [*Rubus idaeus* Linnaeu (Rosales: Rosaceae)] (LEE et al., 2015; SCHLESENER et al., 2015; KLICK et al., 2016; BERNARDI et al., 2017). Fato relacionado a presença de um ovipositor duplamente serreado nas fêmeas capaz de perfurar o tegumento de frutos intactos para oviposição, diferentemente de outras espécies de drosofilídeos (RENKEMA et al. 2013; DEPRÁ et al 2014).

Além disso, essas espécies citadas apresentam elevada polifagia, com potencial de ocasionar danos em diferentes plantas hospedeiras, como Anacardiaceae, Ebenaceae, Ericaceae, Moraceae, Myrtaceae, Rosaceae e Rutaceae (SCHLESENER et al., 2015; KLICK et al., 2016; ANDREAZZA et al., 2017a; MCQUATE & LIQUIDO, 2017; SOUZA et al., 2020), curto período entre gerações (NAVA & BOTTON, 2010; SCHLESENER et al., 2020) e o elevado potencial biótico, visto que cada fêmea é capaz de depositar mais que 400 ovos ao longo do ciclo biológico (PAPADOPOULOS, 2014; SCHLESENER et al., 2020).

As perdas econômicas nos frutos são ocasionados mediante danos diretos realizados pelas fêmeas através da oviposição, gerando as puncturas, e continuados pelas larvas durante o desenvolvimento, por meio do consumo da polpa dos frutos (WALSH et al. 2010; PAPADOPOULOS, 2014) e pelos danos indiretos relacionados a entrada de fitopatógenos e a liberação de voláteis capazes de atrair outras espécies de drosofilídeos, que consequentemente aumentam a depreciação dos produtos (NAVA & BOTTON, 2010; RENKEMA et al., 2013; BERNARDI et al., 2017).

Para diminuir os danos econômicos, o manejo dos tefritídeos *A. fraterculus* e *C. capitata* é realizado tradicionalmente por controle químico, seja pelo emprego de iscas tóxicas (atrativo alimentar + inseticida) (BARONIO et al., 2019; NUNES et al., 2020) ou por pulverização em área total (RAGA & SATO, 2016). Da mesma forma, para *D. suzukii*, o controle químico com a utilização de inseticidas dos grupos espinosinas, neonicotinoides, organofosforados e piretroides é a estratégia mais utilizada a campo (ANDREAZZA et al., 2017b).

Embora os inseticidas sejam eficientes no controle de *A. fraterculus*, *C. capitata* e *D. suzukii*, o emprego constante (de 4 a 6 aplicações por safra) pode proporcionar uma série de problemas, como os prejuízos ao meio ambiente e à

saúde humana, efeitos negativos em insetos benéficos e preocupações quanto à evolução da resistência a inseticidas (BIONDI et al., 2012; LEE et al., 2015). Tal como, no mundo já foram descritos casos de resistência para populações de *C. capitata* da Espanha aos inseticidas lambda-cialotrina e malationa (COUSO-FERRER et al., 2011; AROURI et al., 2015), e para *D. suzukii* nos Estados Unidos, com populações do estado da Geórgia aos inseticidas malationa e zeta-cipermetrina (MISHRA et al., 2017) e da Califórnia ao espinosade (GRESS & ZALOM, 2019). No Brasil, até o presente momento, ainda não existem relatos de casos de resistência para estas espécies, contudo, pesquisas relacionadas ao monitoramento da suscetibilidade aos inseticidas também são escassas.

Diante desse cenário, as pesquisas tem demonstrado que é de suma importância estabelecer o Manejo Integrado de Pragas (MIP), tomando como base parâmetros técnicos, econômicos, ecológicos e sociais (BARZMAN et al., 2015). Porém, para combinar o controle químico com o biológico, faz-se necessário conhecer os efeitos letais e/ou subletais de inseticidas sobre inimigos naturais, assim como a seletividade destes produtos para serem incluídos em programas de MIP (BIONDI et al., 2012; LEE et al., 2015). Sendo assim, destaca-se a importância de preservar a entomofauna benéfica, principalmente, aqueles inimigos naturais que vem ocorrendo naturalmente no campo e que apresentam capacidade de multiplicação em grande escala. Dentro deste contexto, destaca-se o parasitoide pupal *Trichopria anastrephae* Costa Lima, 1940 (Hymenoptera: Diapriidae), considerado o principal inimigo natural de *D. suzukii* no Brasil (WOLLMANN et al., 2016; ANDREAZZA et al., 2017b; KRÜGER et al., 2019; GONZALEZ-CABRERA et al., 2019; VIEIRA et al., 2020), com ocorrência também em pupas de *A. fraterculus* e *C. capitata* (GARCIA & CORSEUIL, 2004; CRUZ et al., 2011).

Frente a isso, visando estabelecer programas pró-ativos de Manejo da Resistência de Insetos (MRI) é de suma importância entender a suscetibilidade das pragas-alvo aos principais inseticidas utilizados, para identificar potenciais mudanças na suscetibilidade das populações para evitar ou retardar a evolução da resistência das pragas aos inseticidas utilizados (ROBERTSON & PREISLER, 2007; COUSO-FERRER et al., 2011; AROURI et al., 2015; VAN TIMMEREN et al., 2019, GRESS & ZALOM, 2019). Assim como, para buscar

aliar o controle químico ao biológico em um programa de MIP, é de suma importância avaliar a toxicidade letal, subletal e transgeracional dos principais inseticidas utilizados na fruticultura brasileira sobre o parasitoide *T. anastrephae*, para verificar os efeitos que a aplicação de inseticida pode ocasionar na densidade populacional do inimigo natural no campo.

Artigo 1 – Journal of Economic Entomology
Submetido

**Morais et al.: Susceptibility of *A. fraterculus*, *C. capitata*
and *D. suzukii* to insecticides**

Daniel Bernardi

Federal University of Pelotas

Department of Plant Protection

Journal of Economic Entomology

Faculty of Agronomy

Insecticide Resistance and Resistance

96160-000 Pelotas-RS, Brazil

Management

E-mail:

dbernardi2004@yahoo.com.br

**Susceptibility of Brazilian populations of *Anastrepha fraterculus*, *Ceratitis capitata*
(Diptera: Tephritidae), and *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) to selected
insecticides**

Maíra C. Moraes¹, Matheus Rakes¹, Anderson D. Grützmacher¹, Dori E. Nava², Oderlei
Bernardi³ and Daniel Bernardi^{1*}

¹Department of Plant Protection, Federal University of Pelotas, Faculty of Agronomy,
Pelotas, Rio Grande do Sul, 96160-000, Brazil.

²Embrapa Clima Temperado, BR-392, Km 78, Pelotas, Rio Grande do Sul, 96010-971,
Brazil.

³Department of Plant Protection, Federal University of Santa Maria, Roraima Avenue
1000, Santa Maria, Rio Grande do Sul, 97105-900, Brazil.

*Corresponding autor; e-mail: dbernardi2004@yahoo.com.br

Abstract – *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann, 1830), *Ceratitis capitata* (Wiedemann, 1824) (Diptera: Tephritidae) and *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931) (Diptera: Drosophilidae) are the main fruit pests in Brazil. Here, we evaluated the susceptibility of Brazilian populations of *A. fraterculus*, *C. capitata* and *D. suzukii* to selected insecticides. In ingestion bioassays, adults from a laboratory susceptible population of each species were exposed to selected insecticides provided in rolls of dental cotton treated with aqueous sucrose to evaluate susceptibility and define diagnostic concentrations. Then, field populations of each species were exposed to the diagnostic concentrations to evaluate possible changes in susceptibility due to evolution of resistance. Our findings indicate that lambda-cyhalothrin, malathion and spinosad had similar levels of toxicity against a susceptible laboratory population of *A. fraterculus*, with LC₅₀ values of 6.34, 6.54 and 8.76 µg a.i./mL respectively. *Ceratitis capitata* had similar susceptibilities to spinosad (1.30 µg a.i./mL), spinetoram (2.76 µg a.i./mL) and malathion (7.10 µg a.i./mL), but a lower susceptibility to lambda-cyhalothrin (76.55 µg a.i./mL) compared to previous insecticides. For *D. suzukii*, the LC₅₀ values of deltamethrin (0.67 µg a.i./mL), malathion (3.30 µg a.i./mL), spinosad (4.16 µg a.i./mL) and spinetoram (4.75 µg a.i./mL) were lower than for abamectin (15.02 µg a.i./mL), acetamiprid (39.38 a.i./mL) and thiamethoxam (70.15 µg a.i./mL). The diagnostic concentrations, based on LC₉₉ values of the insecticides, caused more than 99% mortality for all field populations of each species, suggesting a low interpopulation variation in susceptibility. The diagnostic concentrations defined here should be used in future resistance monitoring programs in Brazil.

Keywords: chemical control, fruit fly, spotted-wing drosophila, insect resistance management

Introduction

Brazil is one of the main fruit-producing and exporting countries (Brazilian Horti and Fruti Yearbook 2020, Abrafrutas 2020). Among the factors that reduce the quality of Brazilian fruits are phytosanitation problems caused by fruit flies such as *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann, 1830) and *Ceratitis capitata* (Wiedemann, 1824) (Diptera: Tephritidae) (Botton et al. 2016). The main hosts of these species are apple [(*Malus domestica* Borkhausen) (Rosales: Rosaceae)], peach [*Prunus persica* (Linnaeus) Batsch (Rosales: Rosaceae)] and grapevine [(*Vitis vinifera* Linnaeus) (Vitales: Vitaceae)] (Nava and Botton 2010, Zucchi and Moraes 2012). Since 2014, in southern and southeastern Brazil the occurrence of *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931) (Diptera: Drosophilidae) (Deprá et al. 2014, Andreazza et al. 2017a) has increased on thin skin fruits such as strawberries [*Fragaria × ananassa* Duch (Rosales: Rosaceae)], blueberries [*Vaccinium myrtillus* Linnaeus (Ericales: Ericaceae)], cherries [*Prunus* sp. (Rosales: Rosaceae)], blackberries [*Morus* sp. (Urticales: Moraceae)] and raspberries [*Rubus idaeus* Linnaeus (Rosales: Rosaceae)] (Lee et al. 2011, Schlesener et al. 2015, Klick et al. 2016, Bernardi et al. 2017a). *Drosophila suzukii* has also caused damage to peach and persimmon fruits [*Diospyros kaki* (Ericales: Ebenaceae)] (Andreazza et al. 2017b, Souza et al. 2020).

Chemical control with organophosphate, pyrethroid and spinosyn insecticides is the main control strategy for *A. fraterculus*, *C. capitata*,) and *D. suzukii* (Nava and Botton 2010, Van Timmeren and Isaacs 2013, Raga and Sato 2016, Haye et al. 2016, Andreazza et al. 2017a, Dias et al. 2018). For *D. suzukii*, only spinosad is registered for use on small fruits (Agrofit 2020). In this situation, growers have used insecticides

recommended for *A. fraterculus* and *C. capitata* in orchard crops to manage *D. suzukii* (Andreazza et al. 2017a, Schelesener et al. 2019).

Although insecticides are still effective in controlling these three species, there is a concern about the evolution of resistance (Andreazza et al. 2016, Botton et al. 2016). In addition to the high number of sprayings (4 to 6 applications per season), these species also have high biotic potentials (> 400 eggs/female) (Tochen et al. 2014, Schelesener et al. 2020); short biological cycles (Nava and Botton 2010, Emiljanowicz et al. 2014, Schelesener et al. 2020) and high polyphagy (Asplen et al. 2015, McQuate and Liquido 2017, Andreazza et al. 2017a) that favor the development of insecticide resistance. Currently, there have been no reports of resistance of these species to insecticides in Brazil. However, in Spain significant changes in the susceptibility of *C. capitata* to malathion (176-fold resistance) and lambda-cyhalothrin (6 to 14-fold resistance) were detected (Couso-Ferrer et al. 2011, Arouri et al. 2015). High interpopulation variation in the susceptibility of *D. suzukii* has also been reported for spinosad (11.6 to 22.4-fold) in California (Van Timmeren et al. 2019, Gress and Zalom 2019) and for spinosad (15-fold), malathion (18-fold) and zeta-cypermethrin (12-fold) in Georgia (Mishra et al. 2017).

In view of the importance of these fruit pests in Brazil, it is essential to understand their susceptibility to insecticides in order to support Insect Resistance Management (IRM) programs. The characterization of the susceptibility to insecticides make it possible to estimate the diagnostic concentrations for susceptibility monitoring, which allows identifies changes in susceptibility as a response to the selection pressure exerted by insecticides. Based on this, we conducted studies to define the diagnostic concentrations of selected insecticides and evaluate the susceptibility of geographically

distinct populations of *A. fraterculus*, *C. capitata* and *D. suzukii* from major fruit-growing regions in Brazil.

Material and Methods

Populations. To evaluate the susceptibility of *A. fraterculus*, *C. capitata* and *D. suzukii* to selected insecticides, a susceptible laboratory population of each species was used. These populations have been maintained for more than five years without exposure to insecticides. Geographically distinct populations of *A. fraterculus*, *C. capitata* and *D. suzukii* were also collected from infested ripe fruits collected from the ground or directly from the plant (approximately 200 fruits/location) (Table 1). The collected fruits were transported to the laboratory, where they were packed in individual plastic containers (100 mL) containing a 1-cm layer of extra-fine vermiculite and closed at the top with voile fabric. After emergence, the adults were transferred to an artificial diet proposed by Nunes et al. (2013) for *A. fraterculus* and *C. capitata* or to a diet developed by Schelesener et al. (2017) for *D. suzukii*. All populations were maintained in a room at $25 \pm 2^\circ\text{C}$, $60 \pm 10\%$ RH and 12-hour photophase.

Insecticides. The commercial insecticides used to characterize the susceptibility of *A. fraterculus*, *C. capitata* and *D. suzukii* populations are listed in Table 2.

Characterization of the susceptibility in ingestion bioassays. In the bioassay, we used the ingestion method, as proposed by the Insecticide Resistance Action Committee (Method 26, IRAC International) (IRAC 2011). The concentrations of each insecticide

were determined in preliminary bioassays, based on the concentration of active ingredients shown on the formulation label. These tests were carried out in two stages:

i) preliminary tests: to define the range of concentrations of each product that cause mortality from 0 to 100%. In preliminary bioassays, initially each insecticide tested (Table 2) was diluted in a solution of distilled water and sugar (20% v/v) to obtain a stock solution of 1000 µg a.i./mL. Subsequently, serial dilutions (1:10) of the stock solution in distilled water were made to define the concentrations of each insecticide; ii) definitive tests: after the concentration-mortality range was established, the stock solution of each insecticide was diluted in distilled water to establish seven to nine concentrations. Rolls of dental cotton 2 cm long were soaked with 1.2 ml of each concentration, applied with a micropipette (approximately 80 rolls/concentration/species). The control treatment consisted of a solution of distilled water and sugar (20% v/v). Each dental-cotton roll was packed in an individual 20-mL flat-bottom glass tube. To each tube, five couples of *A. fraterculus* (7 d old), *C. capitata* (5 d old) or *D. suzukii* (2 d old) were transferred. The tube was closed at the top with voile fabric attached with a rubber band. For each insecticide and concentration, 6 to 8 replications were tested (each replication consisted of a glass tube containing 5 couples of *A. fraterculus*, *C. capitata* or *D. suzukii*, totaling 60 to 80 adults/species/concentration). Mortality was assessed 48 h after exposure to the insecticides. Insects without movement after a slight touch with a brush were considered dead.

Monitoring of susceptibility in ingestion bioassays. The susceptibility of field populations of *A. fraterculus*, *C. capitata* and *D. suzukii* were monitored with insects collected during the year 2020 (Table 1). The same bioassay method described above

was used. The diagnostic concentration for each species was obtained from analysis of the concentration-mortality data and represents the LC₉₉ of each insecticide against susceptible reference populations. For *A. fraterculus*, 20 replications with 5 couples were used ($n = 100$ adults); for *C. capitata*, 15 repetitions with 7 couples ($n = 105$ adults); and for *D. suzukii*, 10 repetitions with 10 couples ($n = 100$ adults). The control treatment consisted of the solution of distilled water and sugar (20% v/v) only.

Statistical analysis. To evaluate the susceptibility of populations of *A. fraterculus*, *C. capitata* and *D. suzukii* to selected insecticides, the concentration-mortality data were submitted to Probit analysis to estimate the lethal concentrations (LC₅₀, LC₉₀ and LC₉₉) and respective 95% confidence intervals (CIs), using the PROC PROBIT procedure in SAS[®] 9.1 (SAS Institute 2000). The percentage survival of each field population in each diagnostic concentration of the insecticides was subjected to studentized residual analysis to confirm the assumption of normality with the Shapiro-Wilk test (PROC UNIVARIATE) and for homogeneity of variances with the Bartlett test (PROC GLM) in SAS 9.1 (SAS Institute 2000). Then, the measurements were subjected to analysis of variance using the PROC ANOVA procedure in SAS 9.1 (SAS Institute 2000). Means were separated using a Tukey test ($P \leq 0.05$) in SAS 9.1 (SAS Institute 2000).

Results

Concentration-response curves and estimation of diagnostic concentration of selected insecticides. The LC₅₀ values of lambda-cyhalothrin (6.34 µg a.i./mL), malathion (6.54 µg a.i./mL), and spinosad (8.76 µg a.i./mL) against adults of a

susceptible population of *A. fraterculus* were lower than LC₅₀ of spinetoram (15.76 µg a.i./mL) (Table 3). A susceptible laboratory population of *C. capitata* showed a similar concentration-mortality response (LC₅₀) when exposed to spinosad (1.30 µg a.i./mL), spinetoram (2.76 µg a.i./mL) and malathion (7.10 µg a.i./mL) (Table 3), however the LC₅₀ of lambda-cyhalothrin was significantly higher (76.55 µg a.i./mL) (Table 3). Likewise, the LC₅₀ values of deltamethrin (0.67 µg a.i./mL), malathion (3.30 µg a.i./mL), spinosad (4.16 µg a.i./mL) and spinetoram (4.75 µg a.i./mL) were lower in relation to the susceptible laboratory population of *D. suzukii* than for abamectin (15.02 µg a.i./mL), acetamiprid (39.38 µg a.i./mL) and thiamethoxam (70.15 µg a.i./mL) (Table 3). Based on the LC₉₉ values, the diagnostic concentrations established to assess the susceptibility of *A. fraterculus* field populations were, for lambda-cyhalothrin (41.20 µg a.i./mL), malathion (17.46 µg a.i./mL), spinosad (48.54 µg a.i./mL) and spinetoram (55.11 µg a.i./mL) (Table 3). For *C. capitata*, the LC₉₉ values were, for spinosad (5.11 µg a.i./mL), spinetoram (7.90 µg a.i./mL), malathion (16.54 µg a.i./mL) and lambda-cyhalothrin (625.34 µg a.i./mL) (Table 3). For *D. suzukii* the LC₉₉ values were, for deltamethrin (3.75 µg a.i./mL), malathion (7.16 µg a.i./mL), spinosad (12.90 µg a.i./mL), spinetoram (9.62 µg a.i./mL), abamectin (78.22 µg a.i./mL), acetamiprid (147.18 µg a.i./mL) and thiamethoxam (228.26 µg a.i./mL) (Table 3).

Susceptibility of field populations to selected insecticides. The diagnostic concentrations of each insecticide caused mortality greater than 90% for all three species, *A. fraterculus* (Table 4), *C. capitata* (Table 4) and *D. suzukii* (Table 5), suggesting a low interpopulation variation in susceptibility. For *A. fraterculus* populations, the lowest mortality was 90.5% for lambda-cyhalothrin (population RS-1), differing from the other populations evaluated (SC-1 and SC-2) (mortality >99%)

(Table 4). However, in the diagnostic concentrations of malathion, spinetoram and spinosad, the field populations of *A. fraterculus* showed similar mortalities (~95%) (Table 4). For *C. capitata*, except for the SC population, which showed a significantly lower mortality (~92%) in the diagnostic concentration of lambda-cyhalothrin, for all other populations and insecticides, the mortality was similar (>93%) (Table 4). There were no significant differences in adult mortality from *D. suzukii* field populations in the diagnostic concentrations of abamectin, acetamiprid, deltamethrin, malathion, spinetoram, spinosad, and thiamethoxam (mortality >91%) (Table 5).

Discussion

Here, we evaluated the susceptibility of *A. fraterculus*, *C. capitata* and *D. suzukii* to insecticides with different modes of action: organophosphates (acetylcholinesterase inhibitors), pyrethroid (sodium channel modulators), spinosyn (allosteric receptor modulator), avermectin (allosteric modulator of chlorine channels mediated by glutamate) and neonicotinoids (competitive modulator of nicotinic acetylcholine receptors). The concentration-mortality response showed that adults of *A. fraterculus* and *C. capitata* from susceptible reference populations were highly susceptible to lambda-cyhalothrin, malathion, spinetoram and spinosad. Similarly, observed for *D. suzukii* for abamectin, acetamiprid, deltamethrin, malathion, spinetoram, spinosad and thiamethoxam. Previous studies have demonstrated similarly high toxicity of these insecticides to adults of *A. fraterculus*, *C. capitata* and *D. suzukii* (Couso-Ferrer et al. 2011, Arouri et al. 2015, Mishra et al. 2017, Van Timmeren et al. 2018, Voudouris et al. 2018, Gress and Zalom 2019, Van Timmeren et al. 2019).

In Brazil, the insecticides marketed under the brand names Malation™ 1000 EC, Delegate™ 250WG, Tracer™ and Karate Zeon™ 50 CS are most often used to manage *A. fraterculus* and *C. capitata*, applied in total area or as toxic baits in different crops (Botton et al. 2016, Raga and Galdino 2018, Baronio et al. 2019, Nunes et al. 2020). To manage *D. suzukii*, because only the spinosad (Delegate™ 250WG) is registered for use in managing the pest in blackberry crops, growers have intensified the use of Abamectin™, Mospilan™, Decis™ 25 EC, Delegate™ 250WG, Malation™ 1000EC and Actara™ 250 WG, products recommended on strawberry crop for the management of *Chaetosiphon fragaefolli* (Cockerell) (Hemiptera: Aphididae) (Bernardi et al. 2012), *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) (Nondillo et al. 2010) and *Duponchelia fovealis* Zeller (Lepidoptera: Crambidae) (Araujo et al. 2020). These products also show high toxicity (mortality > 80%) to the larval and adult phases of *D. suzukii* (Andreazza et al. 2016).

Based on the response concentration curves, it was possible to estimate the LC₉₉ (diagnostic concentration used to assess the susceptibility of field populations) of four insecticides for *A. fraterculus* and *C. capitata* and seven insecticides for *D. suzukii*. Adults of *A. fraterculus*, *C. capitata* and *D. suzukii* collected in different regions of Brazil and in different crop systems were highly susceptible to the insecticides tested. However, for lambda-cyhalothrin the populations RS-1 (*A. fraterculus*) and SC (*C. capitata*) showed differences in susceptibility in relation to the susceptible reference population (approximately 10% of live insects). These differences in responses are unlikely to occur due to previous exposure to insecticide selection pressure, and more likely represent the natural variation in population susceptibility. For the other chemicals (malathion, spinetoram and spinosad), mortality was similar to the susceptible population.

All *D. suzukii* populations from different geographic areas and hosts were susceptible to abamectin, acetamiprid, deltamethrin, malathion, spinetoram, spinosad and thiamethoxam. However, we cannot rule out the possibility that resistance will develop over time, mainly to spinosad, since it is the only chemical product registered for the management of *D. suzukii* in Brazil (Agrofit 2020). For populations of *D. suzukii* in California, reduced susceptibility to spinosad has been reported (Gress and Zalom 2019, Van Timmeren et al. 2019), and for spinosad, malathion and zeta-cypermethrin in Georgia (Mishra et al. 2017).

The high susceptibility observed in the field populations of *A. fraterculus*, *C. capitata* and *D. suzukii* may be related to ecological factors and the behavior of these polyphagous species (Nava and Botton 2010, Lee et al. 2011, Zucchi and Moraes 2012, Klick et al. 2016, Bernardi et al. 2017a, Andreazza et al. 2017b, Souza et al. 2020). The large number of documented hosts can provide a refuge from exposure to insecticides used in cultivated host plants (Querino et al. 2014, Kenis et al. 2016, Andreazza et al. 2017a). The insects that develop on non-cultivated hosts without insecticides sprays provide a constant flow of flies, which may reduce the intensity of resistance selection (Uramoto et al. 2008, Elsensohn and Loeb, 2018, Ferronato et al. 2019).

Even though these species are highly susceptible to the insecticides tested here, the precepts of Integrated Pest Management (IPM) and IRM (Sparks and Nauen 2015, Dias et al. 2018) should be considered. The rotation of insecticides or mixtures with different modes of action is essential to reduce the resistance selection pressure. Further, the use of selective insecticides to natural enemies should be prioritized (Bernardi et al. 2017b, Bernardi et al. 2019, Schelesener et al. 2019, Farah et al. 2020), mainly for the parasitoids *Diachasmimorpha longicaudata* Ashmead, 1905 (Hymenoptera: Braconidae) and *Doryctobracon areolatus* Szépligeti, 1911 (Hymenoptera: Braconidae).

that exploit larvae of *A. fraterculus* and *C. capitata* (Nunes et al. 2011, Meirelles et al. 2013, Meirelles et al. 2016, Paranhos et al. 2020), and the pupal parasitoids of *D. suzukii*, *Trichopria anastrephae* Lima, 1940 (Hymenoptera: Diapriidae) and *Pachycrepoideus vindemmiae* Rondani, 1875 (Hymenoptera: Pteromalidae) (Silva et al. 2019, Oliveira et al. 2020, Vieira et al. 2020). In addition, other control tactics should be used, such as toxic baits and mass capture, established strategies for the management of *A. fraterculus* and *C. capitata* in Brazil (Baronio et al. 2019, Stupp et al. 2021).

To support IRM programs, assessing the susceptibility of insect populations from different geographic regions provides information for implementing proactive strategies. Over the years, the result here reported makes it possible to estimate the frequency of resistant individuals on *A. fraterculus*, *C. capitata* and *D. suzukii* populations. The development of a susceptibility database for these important agricultural pests in Brazil is the first step toward the establishment of an IRM program to detect possible changes in the susceptibility.

Acknowledgements

This study was carried out with the support of the Coordination of the Improvement of Higher Education Personnel (CAPES - 001) and National Council of Technological and Scientific Development (CNPq) for the productivity scholarship provided to the last author.

References cited

- Abrafrutas. 2020.** Associação Brasileira de Produtores Exportadores de Frutas e Derivados. Available from <https://abrafrutas.org/2019/03/07/brasil-e-o-terceiro-maior-produtor-de-frutas-do-mundo-diz-abrafrutas/>. Accessed 12 November 2020.
- Agrofit. 2020.** Sistema de Agrotóxico Fitossanitário. Available from http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Accessed 12 November 2020.
- Andreazza, F., D. Bernardi, C.A. Baronio, J. Pasinato, D. E. Nava, and M. Botton. 2016.** Toxicities and effects of insecticidal toxic baits to control *Drosophila suzukii* and *Zaprionus indianus* (Diptera: Drosophilidae). Pest Manag. Sci. 73: 146-152.
- Andreazza, F., D. Bernardi, R.S.S. Dos Santos, F.R.M. Garcia, E.E. Oliveira, M. Botton, and D.E. Nava. 2017a.** *Drosophila suzukii* in Southern Neotropical Region: Current status and future perspectives. Neotrop. Entomol. 46: 591-605.
- Andreazza, F., D. Bernardi, M. Botton, and D.E. Nava. 2017b.** *Drosophila suzukii* (Matsumura) (Diptera: Drosophilidae) in Peaches: is it a problem? Sci. Agric. 74: 489-491.
- Anuário Brasileiro de Horti&Fruti. 2020.** Anuário Brasileiro de Horti&Fruti 2020. Available from http://www.editoragazeta.com.br/sitewp/wp-content/uploads/2020/05/HORTIFRUTI_2020.pdf. Accessed 12 November 2020.
- Araujo, E.S., A. Benatto, F.B. Rizzato, A.S. Poltronieri, C.G. Poitevin, M.A.C. Zawadneak, and I.C. Pimentel. 2020.** Combining biocontrol agents with different mechanisms of action to control *Duponchelia fovealis*, an invasive pest in South America. Crop Prot, 134: 105-184.

- 314 **Aroui, R., G. Le Goff, H. Hemden, V. Navarro-Llopis, M. M'saad, O. Castañera,**
 315 **R. Feyereisen, P. Hernández-Crespo, and F. Ortego. 2015.** Resistance to
 316 lambda-cyhalothrin in Spanish field populations of *Ceratitis capitata* and metabolic
 317 resistance mediated by P450 in a resistant strain. *Pest Mang. Sci.* 71: 1281- 1291.
- 318 **Asplen, M. K., G. Anfora, A. Biondi, D. Choi, D. Chu, K.M. Daane, P. Gilbert, A.P.**
 319 **Gutierrez, K.A. Hoelmer, W.D. Hutchison, R. Isaacs, Z. Jiang, Z. Kárpáti, M.T.**
 320 **Kimura, M. Pascual, C.R. Philips, C. Plantamp, L. Ponti, G. Véték, H. Vogt,**
 321 **V.M. Walton, Y. Yu, L. Zappalà, and N. Desneux. 2015.** Invasion biology spotted
 322 wing *Drosophila* (*Drosophila suzukii*): a global perspective and future priorities. *J.*
 323 *Pest Sci.* 88: 469-494.
- 324 **Baronio, C.A., D. Bernardi, I.X. Schutze, M.M. Baldin, R. Machota Junior, F.R.M.**
 325 **Garcia, and M. Botton. 2019.** Toxicities of insecticidal toxic baits to control
 326 *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae): Implications for field management . *J.*
 327 *Econ. Entomol.* 112, 2782-2789.
- 328 **Bernardi, D., M.S. Garcia, M. Botton, and U.S. Cunha. 2012.** Efeito da azadiractina
 329 sobre *Chaetosiphon fragaefolli* (Cockerell, 1901) (Hemiptera: Aphididae) na cultura
 330 do morangueiro. *Revista Brasileira de Fruticultura* 34: 93-101.
- 331 **Bernardi, D., F. Andreazza, M. Botton, C.A. Baronio, and D.E. Nava. 2017a.**
 332 Susceptibility and interactions of *Drosophila suzukii* and *Zaprionus indianus*
 333 (Diptera: Drosophilidae) in damaging strawberry. *Neotrop. Entomol.* 46: 1-7.
- 334 **Bernardi, D., L. Ribeiro, F. Andreazza, C. Neitzke, E.E. Oliveira, M. Botton, D.E.**
 335 **Nava, and J.D. Vendramim. 2017b.** Potential use of *Annona* by products to control
 336 *Drosophila suzukii* and toxicity to its parasitoid *Trichopria anastrephae*. *Ind. Crops*
 337 *Prod.* 110: 30-35.

- 338 **Bernardi, D., A. Nondillo, C.A. Baronio, L. Bortoli, R. Machota Junior, R.C.**
 339 **Treptow, F.C.S. Geisler, C.G. Neitzke, D.E. Nava, and M. Botton. 2019.** Side
 340 effects of toxic bait formulations on *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera:
 341 Braconidae). Sci. Rep. 9: 12550.
- 342 **Botton, M., C.J. Arioli, R. Machota Júnior, M.Z. Nunes, and J.M. Rosa. 2016.**
 343 Moscas-das-frutas na fruticultura de clima temperado: situação atual e perspectivas
 344 de controle através do emprego de novas formulações de iscas tóxicas e da captura
 345 massal. Agropecuária Catarinense. 29: 103-108.
- 346 **Couso-Ferrer, F., R. Arouri, B. Beroiz, N. Perera, A. Cervera, V. Navarro-Llopis,**
 347 **P. Catañera, P. Hernández-Crespo, and F. Ortego. 2011.** Cross-resistance to
 348 insecticides in a malathion-resistant strain of *Ceratitis capitata* (Diptera:
 349 Tephritidae). J. Econ. Entomol. 104: 1349-1356.
- 350 **Deprá, M., J.L. Poppe, H.J. Schimitz, D.C. Detoni, and V.L. Valente. 2014.** The
 351 first records of the invasive pest *Drosophila suzukii* in the South American continent.
 352 J. Pest Sci. 87: 379-383.
- 353 **Dias, N.P., M.J. Zotti, P. Montoya, I.R. Carvalho, and D.E. Nava. 2018.** Fruit fly
 354 management research: A systematic review of monitoring and control tactics in the
 355 world. Crop Prot. 112: 187-200.
- 356 **Elsensohn, J.E., and G.M. Loeb. 2018.** Non-crop host sampling yields insights into
 357 small-scale population dynamics of *Drosophila suzukii* (Matsumura). Insects. 9: 1-
 358 11.
- 359 **Emiljanowicz, L.M., R. Ryan, A. Langille, and J. Newman. 2014.** Development,
 360 reproductive output and population growth of the fruit fly pest *Drosophila suzukii*
 361 (Diptera: Drosophilidae) on artificial diet. J. Econon. Entomol. 107: 1392-1398.

- 362 **Farah, S., M. Rakes, D. Portalanza, D.E. Nava, A. Durigon, A.D. Grützmacher, N.**
 363 **Dias-Pini, and M. Gómez-Torres. 2020.** Effects of toxic baits and food-based
 364 attractants for fruit flies on the parasitoid *Fopius arisanus* (Sonan) (Hymenoptera:
 365 Braconidae). Bull. Entomol. Res. 110: 278-284.
- 366 **Ferronato, P., A.L. Woch, P.L. Soares, D. Bernardi, M. Botton, F. Andreazza, E.E.**
 367 **Oliveira, and A. Corrêa. 2019.** A phylogeographic approach to the *Drosophila*
 368 *suzukii* (Diptera: Drosophilidae) invasion in Brazil. J. Econ. Entomol. 112: 425-433.
- 369 **Gress, B.E., and F.G. Zalom. 2019.** Identification and risk assessment of spinosad in a
 370 California population of *Drosophila suzukii*. Pest Manag. Sci. 75: 1270-1276.
- 371 **Haye, T., P. Girod, A.G.S. Cuthbertson, X. Wang, K.M. Daane, C. Baroffio, J.**
 372 **Zhang, and N. Desneux, N. 2016.** Current SWD IPM tactics and their practical
 373 implementation in fruit crops across different regions around the world. J. Pest Sci.
 374 89: 643-651.
- 375 **Insecticide Resistance Action Committee (IRAC). 2011.** IRAC Susceptibility Test
 376 Methods Series Method No: 026. Available from [https://www.irac-](https://www.irac-online.org/methods/musca-domestica-adults/)
 377 [online.org/methods/musca-domestica-adults/](https://www.irac-online.org/methods/musca-domestica-adults/). Accessed 12 November 2020.
- 378 **Kenis, M., L. Tonina, R. Eschen, B. Van der Sluis, M. Sancassani, N. Mori, T.**
 379 **Haye, and H. Helsen. 2016.** Non-crop plants used as hosts by *Drosophila suzukii* in
 380 Europe. J. Pest Sci. 89: 735-748.
- 381 **Klick, J., W.Q. Yang, V.M. Walton, D.T. Dalton, J.R. Hagler, A.J. Dreves, J.C.**
 382 **Lee, and D.J. Bruck. 2016.** Distribution and activity of *Drosophila suzukii* in
 383 cultivated raspberry and surrounding vegetation. J. Appl. Entomol. 140: 37-46.
- 384 **Lee, J.C., D.J. Bruck, H. Curry, D. Edwards, D.R. Haviland, R.A. Van Steenwik,**
 385 **and B.M. Yorgey. 2011.** The susceptibility of small fruits and cherries to the
 386 spotted-wing drosophila, *Drosophila suzukii*. Pest Manag, Sci. 67: 1358-1367.

- 387 **McQuate, G.T., and N.J. Liquido. 2017.** Host plants of invasive tephritidae fruit fly
388 species of economic importance. *Int. J. Plant Biol. Res.* 5: 1072.
- 389 **Meirelles, R.N., L.R. Redaelli, and C.B. Ourique. 2013.** Comparative biology of
390 *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae) reared on *Anastrepha*
391 *fraterculus* and *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). *Fla. Entomol.* 96: 412-418.
- 392 **Meirelles, R.N., L.R. Redaelli, S.M. Jahnke, C.B. Ourique, and D.V.B. 2016.**
393 Parasitism of fruit flies (Tephritidae) in field, after the releases of *Diachasmimorpha*
394 *longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae) in Rio Grande do Sul. *Revista*
395 *Brasileira de Fruticultura.* 38: e-673.
- 396 **Mishra, R., J. Chiu, G. Hua, N.R. Tawari, and M.J. Adang. 2017.** High throughput
397 sequencing reveals *Drosophila suzukii* responses to insecticides. *Insect Sci.* 25: 928-
398 945.
- 399 **Nava, D.E., and M. Botton. 2010.** Bioecologia e Controle de *Anastrepha fraterculus* e
400 *Ceratitis capitata* em Pessegueiro. Documento Embrapa Clima Temperado. 315: 29.
- 401 **Nondillo, A., L.R. Redaelli, S.M.J. Pinent, and M. Botton. 2010.** Caracterização das
402 injúrias causadas por *Frankliniella occidentalis* no morangueiro. *Ciência Rural* 40:
403 820-826.
- 404 **Nunes, A.M., D.E. Nava, F.A. Müller, R.S. Gonçalves, and M.S. Garcia. 2011.**
405 Biology and parasitic potential of *Doryctobracon areolatus* on *Anastrepha*
406 *fraterculus* larvae. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 46: 669 671.
- 407 **Nunes, A.M., K.Z. Costa, K.M. Faggioni, M.L.Z. Costa, R.S. Gonçalves, J.M.M.**
408 **Walder, M.S. Garcia, and D.E. Nava. 2013.** Dietas artificiais para a criação de
409 larvas e adultos da mosca-das-frutas sul-americana. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*
410 48: 1309-1314.

- 411 **Nunes, M.Z., C.A. Baronio, I.X. Schutze, D. Bernardi, C.J. Arioli, R. Machota**
 412 **Junior, and M. Botton. 2020.** Toxicity of baits and their effects on population
 413 suppression of *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae): Implications for field
 414 Management. Environ. Entomol. 49: 638-644.
- 415 **Oliveira, D.C., P. Stupp, L.N. Martins, J. Wollmann, F.C.S. Geisler, T.D.N.**
 416 **Cardoso, D. Bernardi, and F.R.M. Garcia. 2020.** Interspecific competition in
 417 *Trichopria anastrephae* parasitism (Hymenoptera: Diapriidae) and *Pachycrepoides*
 418 *vindemmiae* (Hymenoptera: Pteromalidae) parasitism on pupae of *Drosophila suzukii*
 419 (Diptera: Drosophilidae). Phytoparasitica, [https://doi.org/10.1007/s12600-020-](https://doi.org/10.1007/s12600-020-00843-2)
 420 [00843-2](https://doi.org/10.1007/s12600-020-00843-2).
- 421 **Paranhos, B.A.G., S. Poncio, R. Morelli, D.E. Nava, L.A.N. de Sá, and N.C.**
 422 **Manoukis. 2020.** Non-target effects of the exotic generalista parasitoid wasp *Fopius*
 423 *arisanus* (Sonan) estimated via competition assays against *Doryctobracon areolatus*
 424 (Szepligeti) on both native and exotic fruit fly hosts. Biocontrol.
 425 <https://doi.org/10.1007/s10526-020-10057-4>.
- 426 **Querino, R.B., J.B. Maia, G.N. Lopes, C.D. Alvarenga, and R.A. Zucchi. 2014.**
 427 Fruit fly (Diptera: Tephritidae) community in guava orchards and adjacent fragments
 428 of native vegetation in Brazil. Fla. Entol. 97:778-786.
- 429 **Uramoto, K., D. Martins, and R. Zucchi. 2008.** Fruit flies (Diptera, Tephritidae) and
 430 their associations with native host plants in a remnant area of the highly endangered
 431 Atlantic Rain Forest in the State of Espírito Santo, Brazil. Bull. Entomol. Res. 98:
 432 457-466.
- 433 **Raga, A. and M. Sato. 2016.** Controle Químico de Moscas-das-frutas. Documento
 434 Técnico Instituto Biológico. 20-14.
- 435 **Raga, A., and L.T. Galdino. 2018.** Atração fatal. Cultivar HF 109: 20-23.

- 436 **SAS Institute 2000.** Statistical analysis system: getting started with the SAS learning.
 437 SAS Institute, Cary, NC.
- 438 **Schlesener, D.C.H., J. Wollmann, A.M. Nunes, J. Cordeiro, M.S. Gottschalk, and**
 439 **F.R.M. Garcia. 2015.** *Drosophila suzukii*: nova praga para a fruticultura brasileira.
 440 *Biológico*. 77:45-51.
- 441 **Schlesener, D.C.H., J. Wollmann, A.P. Krüger, L.N. Martins, F.C.S. Geisler, and**
 442 **F.R.M. Garcia. 2017.** Rearing method for *Drosophila suzukii* and *Zaprionus*
 443 *indianus* (Diptera: Drosophilidae) on artificial culture media. *Drosoph. Inf. Serv.*
 444 100:185-189.
- 445 **Schlesener, D.C.H., J. Wollmann, J.B. Pazini, A.C. Padilha, A.D. Grützmacher,**
 446 **and F.R.M. Garcia. 2019.** Insecticide toxicity to *Drosophila suzukii* (Diptera:
 447 Drosophilidae) parasitoids: *Trichopria anastrephae* (Hymenoptera: Diapriidae) and
 448 *Pachycrepoideus vindemmiae* (Hymenoptera: Pteromalidae). *J. Econ. Entomol.*
 449 112:1-10.
- 450 **Schlesener, D.C.H., J. Wollmann, A.P. Krüger, L.N. Martins, C.M. Teixeira, D.**
 451 **Bernardi, and F.R.M. Garcia. 2020.** Effect of temperature on reproduction,
 452 development, and phenotypic plasticity of *Drosophila suzukii* in Brazil. *Entomol.*
 453 *Exp. Appl.* 168:817-826.
- 454 **Shapiro, S.S., and M.B. Wilk. 1965.** An analysis of variance test for normality
 455 (Complete samples). *Biometrika Trust*, 52:591–609.
- 456 **Silva C.S.B., B.E. Price, A. Soohoo-Hui, and V.M. Walton. 2019.** Factors affecting
 457 the biology of *Pachycrepoideus vindemmiae* (Hymenoptera: Pteromalidae), a
 458 parasitoid of spotted-wing drosophila (*Drosophila suzukii*). *PLoS ONE* 14:
 459 e0218301.

- 460 **Souza, M.T., M.T. Souza, D. Bernardi, M. Rakes, H.R. Vidal, and M.A.C.**
 461 **Zawadneak. 2020.** Physicochemical characteristics and superficial damage modulate
 462 persimmon infestation by *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) and *Zaprionus*
 463 *indianus*. Environ. Entomol. doi: 10.1093/ee/nvaa117
- 464 **Sparks, T.C., and R. Nauen. 2015.** IRAC: Mode of action classification and
 465 insecticide resistance management. Pestic. Biochem. Physiol. 121: 122-128.
- 466 **Stupp, P., R. Machota Junior, T.D.N. Cardoso, A.C. Padilha, A. Hoffer, D.**
 467 **Bernardi, and M. Botton. 2021.** Mass trapping is a viable alternative to insecticides
 468 for management of *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae) in apple orchards
 469 in Brazil. Crop Prot. 139: e-105391.
- 470 **Tochen, S., D.T. Dalton, N. Wiman, C. Hamm, P.W. Shearer, and V.M. Walton.**
 471 **2014.** Temperature-related development and population parameters for *Drosophila*
 472 *suzukii* (Diptera: Drosophilidae) on cherry and blueberry. Environ. Entomol. 43:501-
 473 510.
- 474 **Van Timmeren, S., and R. Isaacs. 2013.** Control of spotted wing drosophila,
 475 *Drosophila suzukii*, by specific and by conventional and organic crop protection
 476 programs. Crop Prot. 54: 126-133.
- 477 **Van Timmeren, S., D. Mota-Sanchez, J.C. Wise, and R. Isaacs. 2018.** Baseline
 478 susceptibility of spotted wing *Drosophila* (*Drosophila suzukii*) to four key insecticide
 479 classes. Pest Manag. Sci. 74: 78-87.
- 480 **Van Timmeren, S., A.A. Sial, S.K. Lanka, N.R. Spaulding, and R. Isaacs. 2019.**
 481 Development of a rapid assessment method for detecting insecticide resistance in
 482 spotted wing *Drosophila suzukii* (Matsumura). Pest Manag. Sci. 75:1782-1793.
- 483 **Vieira, J.G.A., A.P. Krüger, T. Scheuneumann, M.C. Morais, H.J. Speriogin,**
 484 **F.R.M. Garcia, D.E. Nava, and D. Bernardi. 2020.** Some aspects of the biology of

485 *Trichopria anastrephae* (Hymenoptera: Diapriidae), a resident parasitoid attacking
486 *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) in Brazil. J. Econ. Entomol. 113: 81-87.
487 **Voudouris, C.C., K. Mavridis, A. Kalaitzaki, P.J. Skouras, A.N. Kati, P.A.**
488 **Eliopoulos, J. Vontas, and J.T. Margaritopoulos. 2018.** Susceptibility of *Ceratitis*
489 *capitata* to deltamethrin and spinosad in Greece. J. Pest Sci. 91: 861-871.
490 **Zucchi, R.A., and R.C.B. Moraes. 2012.** Fruit flies in Brazil - Hosts and parasitoids of
491 the Mediterranean fruit fly. Available from www.lea.esalq.usp.br/ceratidis/. Accessed
492 12 November 2020.

493

494 **Table 1.** Location, hosts and production system where Brazilian populations of *A.*
 495 *fraterculus*, *C. capitata*, and *D. suzukii* were collected to evaluate susceptibility to
 496 selected insecticides.

Pop. code	City, State	Host plant	Latitude	Longitude	Production system
<i>Anastrepha fraterculus</i>					
SC-1	São Joaquim, SC	Apple	28°17'38" S	49°55'54" W	Conventional
SC-2	São Joaquim, SC	Apple	28°17'38" S	49°55'54" W	Conventional
RS-1	Vacaria, RS	Apple	28°30'39" S	50°55'47" W	Conventional
<i>Ceratitis capitata</i>					
PE	Petrolina, PE	Mango	09°10'55" S	40°31'11" W	Conventional
BA	Casa Branca, BA	Grape	09°23'41" S	40°44'55" W	Conventional
SP-1	Cordeirópolis, SP	Citrus	22°28'49" S	47°27'21" W	Conventional
SP-2	Nova Campina, SP	Citrus	24°06'53" S	48°54'37" W	Conventional
SC	São Joaquim, SC	Apple	28°17'38" S	49°55'54" W	Conventional
RS-1	Vacaria, RS	Apple	28°29'17" S	50°44'36" W	Conventional
RS-2	Pelotas, RS	Peach	31°30'15" S	52°35'20" W	Organic
<i>Drosophila suzukii</i>					
ES-1	Domingos Martins, ES	Strawberry	20°21'50" S	40°39'35" W	Conventional
ES-2	Afonso Cláudio, ES	Strawberry	20°04'23" S	41°07'11" W	Conventional
SP-1	Campinas, SP	Strawberry	22°54'23" S	47°03'42" W	Conventional
SP-2	Atibaia, SP	Strawberry	23°07'02" S	46°33'11" W	Conventional
PR	Jaboti, PR	Strawberry	23°44'34" S	50°05'01" W	Conventional
RS-1	Jaguarão, RS	Blueberry	32°33'37" S	53°22'52" W	Conventional
RS-2	Pelotas, RS	Strawberry	31°40'53" S	52°26'23" W	Conventional
RS-3	Pelotas, RS	Strawberry	31°38'23" S	52°30'55" W	Organic
RS-4	Rincão da Caneleira, RS	Blueberry	31°32'36" S	52°34'26" W	Organic
RS-5	Feliz, RS	Strawberry	29°27'5.0" S	51°18'24" W	Conventional
RS-6	Vacaria, RS	Strawberry	28°30'39" S	50°55'47" W	Conventional
RS-7	Bom Princípio, RS	Strawberry	29°29'22" S	51°21'12" W	Conventional

497

Table 2. Commercial insecticides used to assess the susceptibility of Brazilian populations to *A. fraterculus*, *C. capitata* and *D. suzukii*.

Active ingredient (AI)	Chemical group (IRAC MoA)	Trade name	AI (%)	Crop
<i>Anastrepha fraterculus</i> e <i>Ceratitis capitata</i>				
Malationa ^e	Organophosphate (1B)	Malathion 1000 EC	100	Citrus, Apple, Peach
Spinetoram ^d	Spinosina (5)	Delegate	25	Blackberry, Persimmon, Citrus, Raspberry, Apple, Blueberry, Strawberry, Peach, Vine
Spinosad ^d	Spinosina (5)	Tracer	48	Citrus
Lambda-cyhalothrin ^e	Pyrethroid (3A)	Karate Zeon 50 CS	5	Citrus
<i>Drosophila suzukii</i>				
Abamectin ^a	Avermectin (6)	Vertimec 18 EC	1.8	Citrus, Apple, Mango, Strawberry, Peach, Vine
Acetamiprid ^b	Neonicotinoid (4A)	Mospilan	72.5	Apple
Deltamethrin ^c	Pyrethroid (3A)	Decis 25 EC	2.5	Citrus, Apple, Peach
Spinetoram ^d	Spinosina (5)	Delegate	25	Blackberry, Persimmon, Citrus, Raspberry, Apple, Blueberry, Strawberry, Peach, Vine
Spinosad ^d	Spinosina (5)	Tracer	48	Citrus
Malationa ^e	Organophosphate (1B)	Malathion 1000 EC	100	Citrus, Apple, Peach
Thiametoxam ^a	Neonicotinoid (4A)	Actara 250 WG	25	Citrus, Strawberry, Vine

500 Manufacturer: ^aSyngenta Crop Protection Ltda, São Paulo, SP, Brazil; ^bIharabras S.A. Chemical

501 Industries, São Paulo, SP, Brazil; ^cBayer S.A, São Paulo, SP, Brazil; ^dCorteva Agriscience, São

502 Paulo, SP, Brazil; ^eFMC Chemistry do Brazil Ltda, São Paulo, SP, Brazil.

503 **Table 3.** Lethal concentrations (LC; µg a.i./mL) of insecticides selected for *A. fraterculus*, *C. capitata* and *D. suzukii* in ingestion bioassays.

Inseticida	n	Slope ± SE	LC ₅₀ (95% CI) ^a	LC ₉₀ (95% CI) ^a	LC ₉₉ (95% CI) ^a	χ ² ^b	df ^c
<i>Anastrepha fraterculus</i>							
Lambda-cyhalothrin	540	2.22 ± 0.13	6.34 (5.70 – 9.25) a	32.18 (30.21 – 37.30) c	41.20 (39.72 – 44.36) b	9.92	7
Malationa	600	4.43 ± 0.70	6.54 (5.61 – 7.25) a	12.19 (10.73 – 15.07) a	17.46 (14.32 – 25.01) a	6.52	7
Spinosad	540	3.22 ± 0.49	8.76 (6.11 – 9.19) a	22.17 (18.64 – 22.56) b	48.54 (45.72 – 52.29) b	9.23	7
Spinetoram	600	3.15 ± 0.55	15.76 (11.34 – 19.11) b	35.36 (32.12 – 39.20) c	55.11 (49.35 – 61.14) b	5.15	6
<i>Ceratitis capitata</i>							
Spinosad	420	2.91 ± 0.38	1.30 (1.00 – 1.68) a	3.54 (3.04 – 4.24) a	5.11 (4.98 – 7.34) a	5.33	5
Spinetoram	420	3.79 ± 0.55	2.76 (1.70 – 4.87) a	5.76 (3.12 – 7.78) a	7.90 (6.78 – 10.12) a	5.14	6
Malationa	540	3.78 ± 0.70	7.10 (5.15 – 8.33) b	14.54 (12.32 – 17.34) b	16.54 (15.11 – 17.23) b	6.54	7
Lambda-cyhalothrin	780	3.16 ± 0.54	76.55 (74.11 – 82.34) c	232.05 (220.21 – 247.26) c	625.34 (611.22 – 644.52) c	9.90	7
<i>Drosophila suzukii</i>							
Deltamethrin	640	2.54 ± 0.27	0.67 (0.49 – 0.84) a	2.00 (1.72 – 2.35) a	3.75 (3.12 0 – 4.81) a	5.23	7
Malationa	880	4.01 ± 0.94	3.30 (2.82 – 3.70) b	4.90 (4.35 – 5.89) b	7.16 (5.27 – 8.16) b	8.41	5
Spinosad	880	3.85 ± 0.67	4.16 (2.61 – 5.39) b	8.52 (6.62 – 12.89) c	12.90 (9.43 – 20.56) b	5.32	5
Spinetoram	880	4.18 ± 1.32	4.75 (2.89 – 6.01) b	7.43 (5.91 – 11.87) c	9.62 (7.38 – 16.23) b	5.73	5
Abamectin	720	3.30 ± 0.73	15.02 (8.67 – 24.37) c	46.68 (30.43 – 59.65) d	78.22 (69.24 – 165.81) c	7.70	7
Acetamiprid	960	3.30 ± 0.73	39.38 (17.83 – 56.87) cd	90.84 (63.63 – 160.67) e	147.18 (98.51 – 254.00) cd	7.79	7
Thiametoxam	1040	3.69 ± 0.53	70.15 (51.55 – 86.32) d	148.21 (120.94 – 198.45) e	228.26 (175.48 – 361.88) d	8.31	6

504 ^aLC₅₀, LC₉₀ e LC₉₉: Lethal concentrations necessary to kill 50, 90 or 99% of adults, respectively. ^bP > 0.05 no teste de adequação.

505 ^cDegrees of freedom.

506

507

508

Table 4. Mortality response (% $\pm$ SE) of fruit fly adults exposed to selected insecticides (diagnostic concentration) in ingestion bioassays.

Pop. code	Generation	Malationa (17.46 $\mu\text{g a.i./mL}$) ^a	Spinetoram (55.11 $\mu\text{g a.i./mL}$) ^a	Spinosad (48.54 $\mu\text{g a.i./mL}$) ^a	Lambda-cyhalothrin (41.20 $\mu\text{g a.i./mL}$) ^a
<i>Anastrepha fraterculus</i>					
Susceptible		100.0 $\pm$ 0.0a	99.3 $\pm$ 0.2a	100.0 $\pm$ 0.0a	99.6 $\pm$ 0.3a
SC-1	F ₂	99.7 $\pm$ 0.2a	98.2 $\pm$ 0.5a	99.7 $\pm$ 0.2a	99.5 $\pm$ 0.3a
SC-2	F ₂	100.0 $\pm$ 0.0a	99.0 $\pm$ 0.1a	100.0 $\pm$ 0.0a	99.5 $\pm$ 0.1a
RS-1	F ₃	99.5 $\pm$ 0.3a	96.2 $\pm$ 0.8a	94.5 $\pm$ 1.3a	90.5 $\pm$ 1.3b
<i>F</i>		2.14	7.11	5.10	6.89
<i>df</i>		3, 77	3, 77	3, 77	3, 77
<i>P</i>		0.1732	0.1189	0.1410	<0.0001
<i>Ceratitis capitata</i>					
		Malationa (16.54 $\mu\text{g a.i./mL}$) ^a	Spinetoram (7.90 $\mu\text{g a.i./mL}$) ^a	Spinosad (5.11 $\mu\text{g a.i./mL}$) ^a	Lambda-cyhalothrin (625.34 $\mu\text{g a.i./mL}$) ^a
Susceptible		99.7 $\pm$ 0.32a	99.8 $\pm$ 0.2a	100.0 $\pm$ 0.00a	100.0 $\pm$ 0.00a
PE	F ₂	99.1 $\pm$ 0.64a	94.3 $\pm$ 1.4a	98.1 $\pm$ 0.84a	97.2 $\pm$ 0.93a
BA	F ₁	96.2 $\pm$ 1.37a	100.0 $\pm$ 0.0a	98.1 $\pm$ 0.84a	100.0 $\pm$ 0.00a
SP-1	F ₃	99.4 $\pm$ 0.64a	93.8 $\pm$ 1.7a	99.5 $\pm$ 1.84a	98.6 $\pm$ 0.76a
SP-2	F ₂	98.6 $\pm$ 0.76a	98.6 $\pm$ 2.1a	99.5 $\pm$ 0.47a	98.6 $\pm$ 0.76a
SC	F ₃	98.1 $\pm$ 1.09a	98.6 $\pm$ 0.8a	99.1 $\pm$ 0.64a	91.9 $\pm$ 1.53b
RS-1	F ₁	96.6 $\pm$ 1.53a	98.5 $\pm$ 0.8a	99.0 $\pm$ 0.64a	99.1 $\pm$ 0.64a
RS-2	F ₃	91.4 $\pm$ 6.58a	99.0 $\pm$ 0.8a	99.1 $\pm$ 0.64a	97.6 $\pm$ 0.89a
<i>F</i>		1.89	1.45	3.12	6.11
<i>df</i>		7, 113	7, 113	7, 113	7, 113
<i>P</i>		0.1078	0.1226	0.1836	<0.0001

^a The values represent the means $\pm$ SE. Means followed by the same letter in each column did not differ statistically (Tukey's test, $P < 0.05$).

513 **Table 5.** Mortality response (% $\pm$ SE) of field populations from *D. suzukii* exposed to selected insecticides (diagnostic concentration) in ingestion
 514 bioassays.

Pop. code	Generation	Abamectin (78.22 $\mu\text{g a.i./mL}$) ^a	Acetamiprid (147.18 $\mu\text{g a.i./mL}$) ^a	Deltamethrin (3.75 $\mu\text{g a.i./mL}$) ^a	Malationa (7.16 $\mu\text{g a.i./mL}$) ^a	Spinetoram (9.62 $\mu\text{g a.i./mL}$) ^a	Spinosad (12.90 $\mu\text{g a.i./mL}$) ^a	Thiametoxam (228.26 $\mu\text{g a.i./mL}$) ^a
Susceptible		99.1 $\pm$ 0.23 ^{ns}	100.0 $\pm$ 0.0 ^{ns}	100.0 $\pm$ 0.00 ^{ns}	100.0 $\pm$ 0.0 ^{ns}	100.0 $\pm$ 0.0 ^{ns}	100 $\pm$ 0.0 ^{ns}	99 $\pm$ 0.7 ^{ns}
ES-1	F ₃	93.1 $\pm$ 4.2	96.9 $\pm$ 1.3	96.3 $\pm$ 1.6	99.4 $\pm$ 0.6	98.1 $\pm$ 0.9	100.0 $\pm$ 0.0	96.9 $\pm$ 0.9
ES-2	F ₂	95.0 $\pm$ 2.1	98.1 $\pm$ 0.9	96.3 $\pm$ 2.1	99.4 $\pm$ 0.6	97.5 $\pm$ 1.3	99.4 $\pm$ 0.6	93.8 $\pm$ 1.3
SP-1	F ₂	99.4 $\pm$ 0.6	99.4 $\pm$ 0.6	95.6 $\pm$ 1.1	100.0 $\pm$ 0.0	98.8 $\pm$ 0.8	97.5 $\pm$ 1.9	96.9 $\pm$ 1.3
SP-2	F ₂	100.0 $\pm$ 0.0	100.0 $\pm$ 0.0	98.8 $\pm$ 0.8	100.0 $\pm$ 0.0	100.0 $\pm$ 0.0	99.4 $\pm$ 0.6	96.9 $\pm$ 1.6
PR	F ₂	98.1 $\pm$ 0.9	98.8 $\pm$ 0.8	99.4 $\pm$ 0.6	99.4 $\pm$ 0.6	98.1 $\pm$ 1.2	96.4 $\pm$ 0.8	96.3 $\pm$ 0.8
RS-1	F ₂	100.0 $\pm$ 0.0	100.0 $\pm$ 0.0	97.5 $\pm$ 0.9	98.8 $\pm$ 0.8	98.1 $\pm$ 0.9	100.0 $\pm$ 0.0	91.3 $\pm$ 2.7
RS-2	F ₂	99.4 $\pm$ 0.6	98.8 $\pm$ 0.8	95.6 $\pm$ 1.5	98.8 $\pm$ 0.8	98.1 $\pm$ 0.9	98.8 $\pm$ 0.8	95.6 $\pm$ 1.1
RS-3	F ₂	98.1 $\pm$ 1.3	99.4 $\pm$ 0.6	96.3 $\pm$ 1.8	100.0 $\pm$ 0.0	99.4 $\pm$ 0.6	100.0 $\pm$ 0.0	99.4 $\pm$ 0.6
RS-4	F ₂	96.9 $\pm$ 1.3	99.4 $\pm$ 0.6	96.3 $\pm$ 2.6	100.0 $\pm$ 0.0	98.8 $\pm$ 0.8	99.4 $\pm$ 0.6	98.8 $\pm$ 0.8
RS-5	F ₂	100.0 $\pm$ 0.0	99.4 $\pm$ 0.6	100.0 $\pm$ 0.0	100.0 $\pm$ 0.0	98.8 $\pm$ 0.8	98.1 $\pm$ 0.9	98.1 $\pm$ 0.9
RS-6	F ₂	95.6 $\pm$ 2.0	98.8 $\pm$ 0.8	98.8 $\pm$ 1.3	100.0 $\pm$ 0.0	99.4 $\pm$ 0.6	100.0 $\pm$ 0.0	99.4 $\pm$ 0.6
RS-7	F ₂	97.5 $\pm$ 0.9	100.0 $\pm$ 0.0	99.4 $\pm$ 0.6	100.0 $\pm$ 0.0	98.8 $\pm$ 0.8	100.0 $\pm$ 0.0	97.5 $\pm$ 1.3
<i>F</i>		4.46	8.22	9.11	6.90	3.12	4.18	6.79
<i>df</i>		12, 119	12, 119	12, 119	12, 119	12, 119	12, 119	12, 119
<i>P</i>		0.2213	0.1076	0.0936	0.0811	0.1654	0.1458	0.1345

515 ^a The values represent the means $\pm$ SE. ^{ns} Not significant (Tukey's test, $P < 0.05$).

Artigo 2 – Ecotoxicology

**Toxicidade e efeitos transgeracionais de inseticidas sobre *Trichopria anastrephae*
(Hymenoptera: Diapriidae)**

Maíra Chagas Morais^{1*}, Matheus Rakes¹, Rafael Antonio Pasini², Anderson Dionei
Grützmacher¹, Dori Edson Nava³ e Daniel Bernardi¹

¹Departamento de Fitossanidade, Universidade Federal de Pelotas, Faculdade de
Agronomia, Pelotas, Rio Grande do Sul, 96160-000, Brasil.

²Centro de Ensino Superior Riograndense, Sarandi, Rio Grande do Sul, 96010900,
Brasil

³Embrapa Clima Temperado, Pelotas, Rio Grande do Sul, 96010-971, Brasil.

***Autor correspondente**

Maíra Chagas Morais,

Departamento de Fitossanidade, Universidade Federal de Pelotas (UFPel), CEP 96010-
900, Pelotas, Rio Grande do Sul, Brasil.

E-mail: moraiscmaira@gmail.com

Telefone: +55 51 99876-9344

ORCID:

Maíra Chagas Morais: <https://orcid.org/0000-0001-9966-2431>

Matheus Rakes: <https://orcid.org/0000-0003-1876-5717>

Rafael Antonio Pasini: <https://orcid.org/0000-0003-1223-9302>

Anderson Dionei Grützmacher: <http://orcid.org/0000-0002-5464-9337>

Dori Edson Nava: <https://orcid.org/0000-0002-4956-526X>

Daniel Bernardi: <https://orcid.org/0000-0003-4495-2575>

Resumo – *Trichopria anastrephae* Costa Lima, 1940 (Hymenoptera: Diapriidae) é um endoparasitoide pupal descoberto no Brasil em frutos de morango infestados por *Drosophila suzukii* Matsumura, 1931 (Diptera: Drosophilidae). Espécie praga de grande importância agrícola, cujo controle é realizado quase que exclusivamente por inseticidas químicos dos grupos dos organofosforados, espinosinas, piretroides, neonicotinoides e avermectinas. Contudo, *T. anastrephae* vem se destacando como alternativa promissora no controle biológico de *D. suzukii*. Porém, a aplicação frequente de inseticidas pode provocar efeitos negativos sobre o parasitoide. O objetivo deste estudo foi avaliar a toxicidade letal, subletal e os efeitos transgeracionais de cinco inseticidas sobre adultos de *T. anastrephae* durante as gerações F₀, F₁ e F₂. Os tratamentos foram pulverizados sobre pupários de *D. suzukii* e oferecidos pelo período de 24 horas para o parasitismo de *T. anastrephae*, parâmetros avaliados foram mortalidade e parasitismo. Após a emergência da geração F₁, foram analisadas taxa de emergência e razão sexual, casais foram individualizados e pupários ofertados para avaliação do parasitismo e posteriormente emergência e razão sexual da geração F₂. Na geração F₀, o malationa foi o único inseticida que provocou 100% de mortalidade de *T. anastrephae*. Contudo, todos os inseticidas testados afetaram a taxa de parasitismo, sendo classificados como moderadamente a levemente nocivos. Em F₁, a emergência de *T. anastrephae* também foi afetada, tornando os inseticidas moderadamente nocivos e levemente nocivos. Entretanto a razão sexual e a taxa de parasitismo, bem como os parâmetros avaliados em F₂ não apresentaram diferenças significativas, classificando todos os produtos como inócuos.

Palavras-chave: Controle químico, controle biológico, manejo integrado de pragas, seletividade, *Drosophila suzukii*.

1. Introdução

Trichopria anastrephae Costa Lima, 1940 (Hymenoptera: Diapriidae) é uma espécie de parasitoide endêmico da América do Sul (Garcia & Corseuil 2004; Cruz et al. 2011) classificada como endoparasitoide pupal idiobionte, que deposita os ovos no hemocele de pupários de moscas-das-frutas (Daane et al. 2016; Wang et al. 2018; Gonzalez-Cabrera et al. 2019). No Brasil, foi encontrado em frutos de morango infestados por *Drosophila suzukii* Matsumura, 1931 (Diptera: Drosophilidae) (Wollmann et al. 2016; Andreazza et al. 2017a), sendo esta considerada a espécie de maior importância agrícola em cultivos de pequenas frutas no mundo (Walsh et al. 2011; Calabria et al. 2012; Cini et al. 2012), assim como no Brasil a partir do ano de 2014 (Schlesener et al. 2015; Andreazza et al. 2017b; Dos Santos et al. 2017).

Em pupários de *D. suzukii*, fêmeas do gênero *Trichopria* apresentam capacidade de ocasionar a mortalidade de cem indivíduos por geração (Yi et al. 2020). De modo que, *T. anastrephae* possui um ciclo de vida (ovo a adulto) de aproximadamente 21 dias (Krüger et al., 2019; Vieira et al. 2020) e demonstra elevada capacidade de competição interespecífica com o parasitoide pupal *Pachycrepoideus vindemniae* Rondani, 1875 (Hymenoptera: Pteromalidae), também sobre pupas de *D. suzukii* (Oliveira et al. 2020).

Devido as larvas de *D. suzukii* apresentarem considerável sistema imune, sendo capazes de produzir uma resposta fisiológica através do aumento quantidade de hemócitos, causando o encapsulamento das fases imaturas de parasitoides larvais, comprometendo o emprego de espécies como *Asobara japonica* Belokobylskij, 1998 (Hymenoptera: Braconidae), *Ganaspis brasiliensis* Ihering, 1905 e *Leptopilina* spp. (Hymenoptera: Figitidae) (Poyet et al. 2013; Iacovone et al. 2018; Wang et al. 2020), a

utilização e a preservação do parasitoide *T. anastrephae* torna-se ainda mais importantes (Kacsoh & Schlenke 2012).

Entretanto, apesar do papel ecológico e da habilidade desempenhados pelo parasitoide *T. anastrephae* sobre *D. suzukii* (Krüger et al., 2019; Vieira et al. 2020), o controle químico com inseticidas dos grupos químicos dos organofosforados, espinosinas, piretroides, neonicotinoides e avermectinas é a alternativa mais utilizada no manejo da espécie em nível mundial (Haye et al. 2016; Andreazza et al. 2017b). Entretanto, no Brasil, até o presente momento apenas o inseticida espinetoram está registrado para o controle de *D. suzukii* (Agrofit 2021). Frente a isso, são utilizados inseticidas recomendados para outras espécies de moscas, como *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann, 1830) e *Ceratitis capitata* (Wiedemann, 1824) (Diptera: Tephritidae) (Andreazza et al. 2017b; Schlesener et al. 2019).

Devido o controle biológico ser uma alternativa promissora para o manejo de *D. suzukii* (Schetelig et al. 2018; Gonzalez-Cabrera et al. 2019; Krüger et al. 2019; Lee et al. 2019), a aplicação frequente de inseticidas a cada safra pode ocasionar efeitos letais e/ou subletais sobre *T. anastrephae* e prejudicar a densidade populacional e o desempenho biológico do parasitoide ao longo das gerações (Costa et al. 2014; Beloti et al. 2015; Schlesener et al. 2019; Morales et al. 2020). A partir disso, o objetivo do presente estudo foi avaliar a toxicidade letal (mortalidade), subletal (parasitismo, emergência, razão sexual e sobrevivência) de cinco inseticidas amplamente utilizados na fruticultura brasileira sobre adultos de *T. anastrephae* e avaliar os efeitos transgeracionais dos inseticidas para as gerações F₀, F₁ e F₂ do parasitoide.

2. Material e Métodos

2.1. Insetos

A criação de *D. sukii* foi conduzida e mantida em dieta artificial a base de farinha de milho, levedura e açúcar, conforme proposta por Schlesener et al. (2017). Enquanto, os parasitoides de *T. anastrephae* foram criados e multiplicados em pupários de *D. sukii* conforme Vieira et al. (2019). Ambas as criações foram mantidas em sala climatizada com temperatura de 25 ± 2 °C, umidade relativa do ar de 70 ± 10 % e fotofase de 12 horas.

2.2. Inseticidas

Foram utilizadas formulações comerciais de cinco inseticidas, representando os principais grupos químicos utilizados no controle de artrópodes-praga de frutíferas cultivadas no Brasil. As doses aplicadas seguiram as recomendações da bula dos fabricantes e foram diluídas em água destilada (Tabela 1).

2.3. Bioensaio de toxicidade e efeitos transgeracionais

Primeiramente, pupas de *D. sukii* com 24 horas de idade foram separadas e depositadas sobre placa de Petri (8 cm de diâmetro) (aproximadamente 150 pupas/tratamento). Posteriormente, foi realizada a pulverização com os inseticidas (tabela 1 - tratamentos) via torre Potter calibrada para depositar um volume de $1,25 \pm 0,25$ mg.cm⁻² de acordo com os protocolos estabelecidos pela IOBC (Hassan et al. 2000). Como controle positivo utilizou-se água destilada. Após, as pupas foram mantidas durante uma hora sobre papel filtro em temperatura de 25 ± 2 °C e umidade relativa do ar de 70 ± 10 % para permitir à evaporação do excesso de calda. Decorrido esse tempo, 15 pupas contaminadas com os tratamentos foram oferecidas para o parasitismo para cada casal de *T. anastrephae* (com 24 horas de idade) individualizados

em gaiolas plásticas confeccionadas a partir de tubos de acrílico (2,5 cm de diâmetro × 4,5 cm de altura) fechados na parte superior com tecido *voile* (Vieira et al. 2019). Os adultos de *T. anastrephae* foram alimentados com gotículas de mel puro e as pupas ficaram expostas ao parasitismo durante 24 horas. Após esse período, as pupas foram retiradas e acondicionadas em novos tubos de acrílico e os casais de *T. anastrephae* foram individualizados em tubos de vidro de fundo chato de 2,5 cm × 8,5 cm fechados na parte superior com tecido *voile*. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com seis tratamentos e 10 repetições (tubos de acrílico) por tratamento, sendo cada repetição composta por um casal de *T. anastrephae*. Os parâmetros biológicos avaliados foram: mortalidade de *T. anastrephae* após 24 horas em contato com pupas contaminadas pelos tratamentos, parasitismo pupal definido mediante a contagem dos parasitoides emergidos e da abertura dos pupários sem emergência para verificação da presença de *D. sukii* ou *T. anastrephae*, emergência dos parasitoides e razão sexual [$\Sigma \text{♀} / \Sigma (\text{♀} + \text{♂})$].

Do total de indivíduos emergidos de cada tratamento (geração F₁) foram separados no mínimo cinco e no máximo 15 casais de *T. anastrephae* e acondicionados em gaiolas de acrílico, conforme mencionado acima e oferecido 15 pupas de *D. sukii* com 24 horas de idade por um período de 24 horas. Decorrido esse tempo, os parasitoides foram retirados e acondicionados em novas gaiolas (tubos de acrílico) e alimentados com gotículas de mel puro para avaliação da sobrevivência de machos e fêmeas. Já as pupas foram acondicionadas em sala climatizada com temperatura de 25 ± 2 °C para a avaliação do parasitismo, emergência e razão sexual de *T. anastrephae*.

2.4. Classificação IOBC

Para determinação das classes de toxicidade, a redução (R) no parasitismo (F₀ e F₁) e na emergência (F₁ e F₂) foram calculadas usando a equação $R = 100 - [(\text{valor do}$

tratamento com inseticida / valor de controle) $\times 100$], conforme Hassan (1994). Em seguida, os inseticidas foram agrupados em classes de toxicidade de acordo com os valores calculados, com base nos critérios estabelecidos pela International Organization for Biological and Integrated Control (IOBC) (Hassan et al. 2000). Sendo as classes de toxicidade: classe 1 = inócuo ($<30\%$); 2 = levemente nocivo ($30-79\%$); 3 = moderadamente nocivo ($80-99\%$) e 4 = nocivo ($> 99\%$).

2.5. Análise dos dados

Os dados obtidos foram testados quanto à normalidade através do teste de Shapiro Wilk e quanto a homogeneidade da variância pelo teste de Bartlett. Quando essas suposições não foram atendidas, os dados foram submetidos a análise de variância não paramétrica de Kruskal Wallis e as médias foram comparadas pelo teste de Dunn com correção de Bonferroni a 5% de probabilidade de erro. Para a curva de sobrevivência, os dados relativos a longevidade dos indivíduos foram utilizados para estimar as curvas de sobrevivência utilizando o estimador Kaplan-Meier e comparado com o teste log-rank. As análises estatísticas foram realizadas com o software R versão 4.0.0 (R Development Core Team 2020).

3. Resultados

3.1. Toxicidade sobre *T. anastrephae* e nos parâmetros biológicos em F_0

Quando parasitoides adultos foram expostos a pupas de *D. suzukii* tratadas com inseticidas, observou-se valores significativos de mortalidade entre os tratamentos avaliados ($Kw = 44.513$; $df = 5, 54$; $p\text{-value} < 0.0000001$) (Tabela 2). O inseticida

malationa apresentou maior toxicidade aguda, causando a mortalidade de 100% de adultos de *T. anastrephae* (Tabela 2). Em contraste, os inseticidas deltametrina e espinetoram ocasionaram mortalidade de 60 e 50% de *T. anastrephae*, respectivamente (Tabela 2). Enquanto, tiametoxam e abamectina não causaram toxicidade sobre o parasitoide, sendo similar estatisticamente ao tratamento controle (Tabela 2). Em relação a taxa de parasitismo, foi verificada diferenças significativas ($Kw= 47.6179$; $df=5, 54$; $p\text{-value} <0.0000001$) em todos os tratamentos em relação ao controle. Entretanto, as menores taxas de parasitismo foram verificadas para os inseticidas malationa ($P= 0,60$ pupas parasitadas) e deltametrina ($P = 1,20$ pupas parasitadas) (Tabela 2). Este fato proporcionou as maiores reduções de parasitismo, malationa ($RP = 95,27\%$) e deltametrina ($RP = 90,50\%$), sendo classificados como moderadamente nocivos (Classe 3) (Tabela 2). Em contraste, os inseticidas, tiametoxam ($RP= 55,11\%$), espinetoram ($RP= 48,81\%$) e abamectina ($RP= 32,28\%$) foram classificados como levemente nocivos (Classe 2) (Tabela 2).

3.2.Efeitos transgeracionais na geração F_1

A taxa de emergência da geração F_1 de *T. anastrephae* foi significativamente afetada pelos inseticidas testados ($Kw= 46.2943$; $df= 5, 54$; $p\text{-value} <0.0000001$). O tratamento controle apresentou 12,20 parasitoides emergidos (Tabela 3), enquanto que as menores taxas de emergência foram ocasionadas pelos inseticidas malationa 0,50 parasitoide ($RE = 95,90\%$) e deltametrina 1,20 parasitoide ($RE=90,16\%$) (Tabela 3), sendo classificados como moderadamente nocivos. Em contraste, os inseticidas tiametoxam ($RE = 53,27\%$) e espinetoram ($RE = 48,36\%$), foram classificados como levemente nocivos (Classe 2) e abamectina ($RE = 29,50\%$) como inócuo (Classe 1) (Tabela 3). Não foi observado diferença significativa na razão sexual dos indivíduos

entre os tratamentos testados ($K_w = 9.1217$; $df = 5, 54$; $p\text{-value} = 0.1043$ (Tabela 3). Assim como, observado em relação às taxas de parasitismo da geração F_1 ($K_w = 9.9418$; $df = 4, 60$; $p\text{-value} = 0.04$) (Tabela 3). Com base na porcentagem de redução de parasitismo os inseticidas foram classificados como inócuos (Classe 1) (Tabela 3).

Mediante as curvas de sobrevivência de machos e fêmeas da geração F_1 de *T. anastrephae* foi verificada diferença significativa entre os tratamentos (machos: $\chi^2 = 77.4$; $df = 4$; $p\text{-value} < 0.000001$, fêmeas: $\chi^2 = 77.9$, $df = 4$, $p\text{-value} < 0.0000001$) (Figura 1). Os inseticidas deltametrina (10,80 dias) e tiametoxam (13,06 dias) proporcionaram as maiores reduções de sobrevivência dos insetos machos, em relação ao tratamento controle (29,73 dias) (Figura 1A). Assim como observado para as fêmeas de *T. anastrephae* (Figura 1B). Em contraste, o inseticida abamectina não afetou longevidade de machos e fêmeas de *T. anastrephae* em relação ao tratamento controle (Figura 1A e B).

3.3.Efeitos transgeracionais na geração F_2

Não foram observadas diferenças significativas na taxa de emergência de *T. anastrephae* na geração F_2 ($K_w = 9.767$; $df = 4, 60$; $p\text{-value} = 0.04$) nos tratamentos avaliados (Tabela 4). Frente a isso, todos os inseticidas avaliados foram classificados como inócuos (Classe 1). Da mesma forma, não foram observadas diferenças significativas na razão sexual de *T. anastrephae* da geração F_2 ($K_w = 1.4904$; $df = 4, 60$; $p\text{-value} = 0.8283$) (Tabela 4).

4. Discussão

O presente estudo evidencia a toxicidade aguda, os efeitos subletais e transgeracionais de cinco inseticidas comumente utilizados na fruticultura brasileira

sobre o parasitoide pupal *T. anastrephae*. De forma que, esses achados contribuem para o desenvolvimento de programas de MIP, quando se busca a integração do controle químico e biológico. Todos os inseticidas testados no presente estudo são de ação neurotóxica, dado que existem semelhanças entre os modos de transmissão de impulsos nervosos entre os diferentes filos de animais, normalmente recebem a classificação de menos seletivos a organismos não-alvo (Amarasekare et al. 2016; Fontes et al. 2018).

Deste modo, com base em nossos resultados os ingredientes ativos malationa, deltametrina e espinetoram foram os que causaram maiores níveis de toxicidade aguda, apresentando mortalidade superior 50% para adultos da geração F₀ de *T. anastrephae*. A mortalidade total ocasionada por malationa pode ter ocorrido pelo contato ou inalação durante o período de exposição ao parasitismo, de modo que o impacto letal desse inseticida do grupo dos organofosforados pode ser atribuído à rápida transformação de enzimas oxigenases em malaoxon e isomalathion, inibindo assim a ação da acetilcolinesterase e demais sistemas enzimáticos que realizam a desintoxificação (Büyükgüzel 2006). Estes resultados são semelhantes aos encontrados quando adultos de *T. anastrephae* foram expostos a resíduos secos de inseticidas através do método de contato tarsal (Schlesener et al. 2019), e para o parasitoide *Palmistichus elaeisis* Delvare & LaSalle, 1993 (Hymenoptera: Eulophidae) para o inseticida malationa (100% de mortalidade) (Cruz et al. 2017).

Na geração F₀, todos os inseticidas testados afetaram significativamente a taxa de parasitismo de *T. anastrephae*. Este fato pode ser explicado pelo fato de inseticidas neurotóxicos afetarem o sistema neuro-secretor dos artrópodes, e, como a reprodução é regulada por hormônios, os inseticidas podem ter causado um desequilíbrio hormonal dos insetos, resultando na interferência do parasitismo da espécie (Maddrell e Reynolds, 1972). Resultados semelhantes foram relatados por Fontes et al. (2018) para

Trichogramma achaeae Nagaraja & Nagarkatti, 1971 (Hymenoptera:Trichogrammatidae) para os inseticidas abamectina e tiametoxam, quando os tratamentos foram pulverizados sobre os ovos do hospedeiro. Ainda, para o inseticida deltametrina, os resultados podem estar diretamente relacionados à elevada toxicidade, capacidade de penetração e ação rápida do produto, visto que atuam como moduladores dos canais de sódio, causando paralisia e alterações fisiológicas e comportamentais, bem como, a ação repelente deste produto químico podem ter colaborado para a redução do parasitismo de *T. anastrephae* (Bos & Masson 1983; Costa et al. 2020). Consequentemente, a taxa de emergência da geração F₁ também foi afetada significativamente, de maneira que malationa e deltametrina mantiveram redução de emergência superior a 90%.

Apesar dos efeitos negativos sobre a emergência de adultos da geração F₁, os inseticidas testados neste estudo não afetaram a razão sexual de *T. anastrephae*. Esse efeito positivo na proporção sexual enfatiza a espécie como agente no controle biológico de *D. sukii*. Visto que, efeitos negativos, como relatados por Costa et al. (2014) para *Trichogramma galloi* Zucchi, 1988, reduzem a proporção de fêmeas impossibilitando que desempenhem seu papel ecológico.

A sobrevivência de *T. anastrephae* foi afetada pelos inseticidas deltametrina e tiametoxam. No caso de machos, quando comparado ao tratamento controle, os expostos ao deltametrina apresentam 18.93 dias de vida a menos, enquanto para tiametoxam a redução foi de 16.67 dias. Já para as fêmeas, na situação do tratamento com deltametrina foram reduzidos 27.80 dias de sobrevivência, ao mesmo tempo em que para tiametoxam foram 16.40 dias a menos. O ingrediente ativo tiametoxam, pertencente ao grupo dos neonicotinoides, apresenta mecanismo de ação como agonista competitivo dos receptores nicotínicos da acetilcolina, sendo capaz de induzir uma

excitação contínua nas membranas neuronais, que resultam em descargas, paralisia e o esgotamento da energia celular (Simon-Delso et al. 2015). Pazini et al. (2019), demonstraram resultados semelhantes quanto a sobrevivência da geração F_1 de *Telenomus podisi* Ashmead, 1893 (Hymenoptera: Platygasteridae) quando os ovos de *Euschistus heros* Fabricius, 1798 (Hemiptera: Pentatomidae) foram expostos ao tiametoxam previamente ao parasitismo por F_0 .

Na geração F_2 de *T. anastrephae* nenhum efeito dos tratamentos foi observado, de modo que todos os inseticidas foram classificados como inócuos. Para *Tamarixia radiata* Waterston, 1922 (Hymenoptera: Eulophidae), conforme relatado por Beloti et al. (2015), resultados semelhantes foram encontrados, quando os tratamentos foram pulverizados em discos de laranjeira e os parasitoides da geração F_0 permaneceram em contato por 24 horas. Assim como, Paiva et al. (2018) demonstraram para *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879 (Hymenoptera: Trichogrammatidae), quando os tratamentos foram pulverizados em ovos de *Ephestia kuehniella* Zeller, 1879 (Lepidoptera: Pyralidae) anteriormente ao parasitismo pela geração F_0 , os efeitos transgeracionais em geração F_2 não foram observados.

O controle químico, com o emprego de inseticidas, é parte importante no manejo de artrópodes-praga na fruticultura brasileira. Contudo, os serviços ecológicos prestados por inimigos naturais estão recebendo o devido reconhecimento quando se busca práticas mais sustentáveis. De modo que, estudos que visam a avaliação da compatibilidade entre inseticidas e inimigos naturais, dentro dos preceitos do MIP, tornam-se indispensáveis (Roubos et al. 2014).

Deste modo, no presente estudo os inseticidas que causaram maior mortalidade da geração F_0 de *T. anastrephae* foram malationa, deltametrina e espinetoram, sendo classificados quanto a redução de parasitismo como classes 3 e 2 (moderadamente

nocivos e levemente nocivo). Os efeitos observados na emergência da geração F₁ mantiveram malationa e deltametrina em classe 3 (moderadamente nocivo), espinetoram e tiametoxam em classe 2 (levemente nocivos), enquanto abamectina enquadrrou-se em classe 1 (inócuo). Efeitos transgeracionais na geração F₂ não foram observados para nenhum dos inseticidas testados. Contudo vale ressaltar que o presente estudo foi realizado em condição de laboratório, de modo que o parasitoide foi exposto as piores condições possíveis. Desta forma, os estudos em situação de semicampo e campo devem ser realizados, uma vez que os efeitos do ambiente, como por exemplo a luz solar (Paiva et al. 2018), podem acelerar a degradação dos produtos químicos e proporcionar uma toxicidade aguda e subletal menor do que em situação de laboratório.

Agradecimentos

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e o Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq).

Referências citadas

- Agrofit. 2021. Sistema de Agrotóxico Fitossanitário. Available from http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Accessed 06 January 2021.
- Amarasekare KG, Shearer PW, Mills NJ (2016) Testing the selectivity of pesticides effects on natural enemies in laboratory bioassays. Biol Control. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2015.10.015>
- Andreazza F, Bernardi D, Nava DE, Botton M, Costa VA (2017a) Inimiga parasitada. Cultivar HF, 102: 20–23.

- 323 Andreazza, F, Bernardi D, Dos Santos RSS, Garcia FRM, Oliveira EE, Botton M, Nava
 324 DE (2017b) *Drosophila suzukii* in Southern Neotropical Region: Current status and
 325 future perspectives. Neotrop. Entomol. 46: 591-605. [https://doi.org/10.1007/s13744-](https://doi.org/10.1007/s13744-017-0554-7)
 326 [017-0554-7](https://doi.org/10.1007/s13744-017-0554-7)
- 327 Beloti VH, Alves GR, Araújo DFD, Picoli MM, Moral RA, Demétrio CGB, Yamamoto
 328 PT (2015) Lethal and sublethal effects of insecticides used on citrus, on the
 329 ectoparasitoid *Tamarixia radiata*. PLoS One, 10: e0132128.
 330 <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0132128>
- 331 Bos C, Masson C (1983). Repellent effect of deltamethrin on honey bees. Agronomie, 3:
 332 545-553.
- 333 Büyükgüzel K (2006) Malathion-induced oxidative stress in a parasitoid wasp: effect on
 334 adult emergence, longevity, fecundity, and oxidative and antioxidative response of
 335 *Pimpla turionellae* (Hymenoptera: Ichneumonidae). J. Econ. Entomol. 99: 1225–
 336 1234.
- 337 Calabria G, Máca J, Bächli G, Serra L, Pascual M (2012) First records of the potential
 338 pest species *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) in Europe. J. Appl.
 339 Entomol. 136, 139–147. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0418.2010.01583.x>
- 340 Cini A, Ioriatti C, Anfora G (2012) A review of the invasion of *Drosophila suzukii* in
 341 Europe and a draft research agenda for integrated pest management. Bull.
 342 Insectology 65, 149–160. <https://doi.org/10.1093/humupd/dmu030>
- 343
- 344 Costa MA, Moscardini VF, Gontijo PC, Carvalho GA, Oliveira RL, Oliveira HN (2014)
 345 Sublethal and transgenerational effects of insecticides in developing *Trichogramma*
 346 *galloi* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). Ecotoxicology, 23:1399-1408.
 347 <https://doi.org/10.1007/s10646-014-1282-y>

- 348 Costa ESP, Soares MA, Caldeira ZV, Veloso RVS, Silva LA, Silva DJH, Santos ICL,
 349 Castro BMC, Zanuncio JZ, Legaspi JC (2020) Selectivity of deltamethrin doses on
 350 *Palmistichus elaeisis* (Hymenoptera: Eulophidae) parasitizing *Tenebrio molitor*
 351 (Coleoptera: Tenebrionidae). Sci Rep, 10: 12395. [https://doi.org/10.1038/s41598-](https://doi.org/10.1038/s41598-020-69200-x)
 352 [020-69200-x](https://doi.org/10.1038/s41598-020-69200-x)
- 353 Cruz PP, Neutzling AS, Garcia FRM (2011). Primeiro registro de *Trichopria*
 354 *anastrephae*, parasitoide de moscas-das-frutas, no Rio Grande do Sul. Ciência Rural.
 355 41: 1297–1299. <https://doi.org/10.1590/S0103-84782011000800001>
- 356 Cruz RA, Zanuncio JC, Lacerda MC, Wilcken CF, Fernandes FL, Tavares WS, Soares
 357 MA, Sediyaama CS (2017) Side-effects of pesticides on the generalist endoparasitoid
 358 *Palmistichus elaeisis* (Hymenoptera: Eulophidae). Sci Rep, 7: 10064.
 359 <https://doi.org/10.1038/s41598-017-10462-3>
- 360 Daane KM, Wang XG, Bioni A, Miller B, Miller JC, Riedl H, Shearer PW, Guerrieri E,
 361 Giorgini M, Buffington M, Van Achterberg K, Song Y, Kang T, Yi H, Jung C, Lee
 362 DW, Chung B, Hoelmer KA, Walton VM (2016) First exploration of parasitoids of
 363 *Drosophila suzukii* in South Korea as potential classical biological agents. J. Pest Sci.
 364 89: 823–835. <https://doi.org/10.1007/s10340-016-0740-0>
- 365 Dos Santos LA, Mendes MF, Krüger AP, Blauth ML, Gottschalk MS, Garcia FRM
 366 (2017) Global potential distribution of *Drosophila suzukii* (Diptera, Drosophilidae).
 367 PLoS One 12: e0174318. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0174318>
- 368 Fontes J, Roja IS, Tavares J, Oliveira L (2018) Lethal and sublethal effects of various
 369 pesticides on *Trichogramma achaeae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). J Econ
 370 Entomol, 111: 1219-1226. doi: 10.1093/jee/toy064

- 371 Garcia FRM, Corseuil E (2004) Native hymenopteran parasitoids associated with fruit
 372 flies (Diptera: Tephritoidea) in Santa Catarina State, Brazil. Fla. Entomol. 87: 517–
 373 521. [https://doi.org/10.1653/0015-4040\(2004\)087\[0517:NHPAWF\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1653/0015-4040(2004)087[0517:NHPAWF]2.0.CO;2)
- 374 Gonzalez-Cabrera J, Contreras-Bermudez Y, Sanchez-Gonzalez JA, Mendoza-Ceballos
 375 MY, Arredondo-Bernal HC (2019). Optimization of a wheat germ diet for mass
 376 rearing *Drosophila suzukii*. Entomol Exp Appl, 166: 925-931.
 377 <https://doi.org/10.1111/eea.12745>
- 378 Hassan SA (1994) Activities of the IOBC/WPRS working group pesticides and
 379 beneficial organisms. IOBC/WPRS Bull 17: 1–5.
- 380 Hassan SA, Halsall N, Gray AP, Kuehner C, Moll M, Bakker FM, Roembke J, Yousef
 381 A, Nasr F, Abdelgader H, (2000) A laboratory method to evaluate the side effects of
 382 plant protection products on *Trichogramma cacoeciae* Marchal (Hym.,
 383 Trichogrammatidae). In: Candolfi MP, Blümel S. Forster R, Bakker FM, Grimm C,
 384 Hassan SA, Heimbach U, Mead-Briggs MA, Reber B, Schmuck R, Vogt H (Eds.).
 385 Guidelines to evaluate side-effects of plant protection products to non-target
 386 arthropods. Gent: IOBC/WPRS. pp 107-119.
- 387 Haye, T, Girod P, Cuthbertson AGS, Wang X, Daane KM, Baroffio C, Zhang J,
 388 Desneux N (2016) Current SWD IPM tactics and their practical implementation in
 389 fruit crops across different regions around the world. J. Pest Sci. 89: 643-651.
 390 <https://doi.org/10.1007/s10340-016-0737-8>
- 391 Iacovone A, Ris N, Poirie M, Gatti JL (2018). Time-course analysis of *Drosophila*
 392 *suzukii* interaction with endoparasitoid wasps evidences a delayed encapsulation
 393 response compared to *D. melanogaster*. PLoS One, 13(8), e0201573.
 394 <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0201573>

- 395 Kacsoh BZ, Schlenke TA (2012) High hemocyte load is associated with increased
 396 resistance against parasitoids in *Drosophila suzukii*, a relative of *D. melanogaster*.
 397 PLoS One 7:1–16. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0034721>
- 398 Krüger AP, Scheunemann T, Vieira JGA, Morais MC, Bernardi D, Nava DE, Garcia
 399 FRM (2019) Effects of extrinsic, intraspecific competition and host deprivation on
 400 the biology of *Trichopria anastrephae* (Hymenoptera: Diapriidae) reared on
 401 *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae). Neotrop Entomol, 48: 957-965.
 402 <https://doi.org/10.1007/s13744-019-00705-5>
- 403 Lee JC, Wang X, Daane KM, Hoelmer KA, Isaacs R, Sial AA, Walton VM (2019)
 404 Biological control of Spotted-Wing Drosophila (Diptera: Drosophilidae) – Current
 405 and pending tactics. J Integr Pest Mana, 10: 1-9.
 406 <https://doi.org/10.1093/jipm/pmz012>
- 407 Maddrell S, Reynolds S (1972) Release of hormones in insects after poisoning with
 408 insecticides. Nature, 236: 404–406. <https://doi.org/10.1038/236404a0>
- 409 Morales SI, Martínez AM, Viñuela E, Figueroa JI, Tamayo F, Rodríguez-Leyva E,
 410 Pineda S (2020) Parasitism, host feeding, and transgenerational effects of three
 411 insecticides on the eulophid parasitoid *Tamarixia triozae* when exposed in the
 412 immature stages. Environ Sci Pollut Res, 27: 19473–19483.
 413 <https://doi.org/10.1007/s11356-020-08475-z>
- 414 Oliveira DC, Stupp P, Martins LN, Wollmann J, Geisler FCS, Cardoso TDN, Bernardi
 415 D, Garcia FRM (2020) Interspecific competition in *Trichopria anastrephae*
 416 parasitism (Hymenoptera: Diapriidae) and *Pachycrepoideus vindemmiae*
 417 (Hymenoptera: Pteromalidae) parasitism on pupae of *Drosophila suzukii* (Diptera:
 418 Drosophilidae). Phytoparasitica. <https://doi.org/10.1007/s12600-020-00843-2>

- 419 Paiva ACR, Beloti VH, Yamamoto PT (2018) Sublethal effects of insecticides used in
 420 soybean on the parasitoid *Trichogramma pretiosum*. *Ecotoxicology*, 27: 448–456.
 421 <https://doi.org/10.1007/s10646-018-1909-5>
- 422 Pazini JB, Padilha AP, Cagliari D, Bueno FA, Rakes M, Zotti MJ, Martins JFS,
 423 Grützmacher AD (2019) Differential impacts of pesticides on *Euschistus heros*
 424 (Hem.: Pentatomidae) and its parasitoid *Telenomus podisi* (Hym.: Platygasteridae).
 425 *Sci Rep*, 9: 6544. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-42975-4>
- 426 Poyet M, Havard S, Precost G, Chabrerie O, Doury G, Gibert P, Eslin P (2013)
 427 Resistance of *Drosophila suzukii* to the larval parasitoids *Leptopilina heterotoma* and
 428 *Asobara japonica* is related to haemocyte load. *Physiol Entomol*, 38: 45–53.
 429 <https://doi.org/10.1111/phen.12002>
- 430 R Development Core Team (2020) R—A language and environment for statistical
 431 computing. version 4.0.0. <http://r-project.org> Accessed 11 January 2021.
- 432 Roubos CR, Rodriguez-Saona C, Isaacs R (2014) Mitigating the effects of insecticides
 433 on arthropod biological control at field and landscape scales. *Biol Control*, 75: 28–38.
 434 <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2014.01.006>
- 435 Schetelig MF, Lee KZ, Otto S, Talmann L, Stökl J, Degenkolb T, Vilcinskis A,
 436 Halitschke R (2018) Environmentally sustainable pest control options for *Drosophila*
 437 *suzukii*. *J Appl Entomol*, 142: 3–17. <https://doi.org/10.1111/jen.12469>
- 438 Schlesener DCH, Wollmann J, Nunes AM, Cordeiro J, Gottschalk MS, Garcia FRM
 439 (2015) *Drosophila suzukii*: nova praga para a fruticultura brasileira. *Biológico*, 77:
 440 45–51.

- 441 Schlesener DCH, Wollmann J, Krüger AP, Martins LN, Geisler FCS, Garcia FRM
 442 (2017) Rearing method for *Drosophila suzukii* and *Zaprionus indianus* (Diptera:
 443 Drosophilidae) on artificial culture media. *Drosoph. Inf. Serv.* 100:185-189.
- 444 Schlesener DCH, Wollmann J, Pazini JB, Padilha AC, Grützmacher AD, Garcia FRM
 445 (2019) Insecticide toxicity to *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae)
 446 parasitoids: *Trichopria anastrephae* (Hymenoptera: Diapriidae) and
 447 *Pachycrepoideus vindemmiae* (Hymenoptera: Pteromalidae). *J. Econ. Entomol.*
 448 112:1-10. <https://doi.org/10.1093/jee/toz033>
- 449 Simon-Delso N, Amaral-Rogers V, Belzunces LP, Bonmatin JM, Chagnon M, Downs
 450 C, Furlan L, Gibbons DW, Giorio C, Girolami V, Goulson D, Kreutzweiser DP,
 451 Krupke CH, Liess M, Long E, McField M, Mineau P, Mitchell EAD, Morrissey CA,
 452 Noome DA, Pisa L, Settele J, Stark JD, Tapparo A, Van Dyck H, Van Praagh J, Van
 453 der Sluijs JP, Whitehorn PR, Wiemers M (2015) Systemic insecticides
 454 (neonicotinoids and fipronil): trends, uses, mode of action and metabolites. *Environ*
 455 *Sci Pollut Res*, 22: 5–34. <https://doi.org/10.1007/s11356-014-3470-y>
- 456 Van Timmeren S, Sial AA, Lanka SK, Spaulding NR, Isaacs R (2019) Development of
 457 a rapid assessment method for detecting insecticide resistance in spotted wing
 458 *Drosophila suzukii* (Matsumura). *Pest Manag. Sci.* 75:1782-1793.
 459 <https://doi.org/10.1002/ps.5341>
- 460 Vieira JGA, Krüger AP, Scheunemann T, Morais MC, Speriogin HJ, Garcia FRM,
 461 Nava DE, Bernardi D (2020) Some aspects of the biology of *Trichopria anastrephae*
 462 (Hymenoptera: Diapriidae), a resident parasitoid attacking *Drosophila suzukii* (Diptera:
 463 Drosophilidae) in Brazil. *J Econ Entomol*, 113: 81-87.
 464 <https://doi.org/10.1093/jee/toz270>

- 465 Walsh DB, Bolda MP, Goodhue RE, Dreves AJ, Lee J, Bruck DJ, Walton VM, O'Neal
 466 SD, Zalom FG (2011) *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae): invasive pest of
 467 ripening soft fruit expanding its geographic range and damage potential. J. Integr.
 468 Pest. Manag. 2:1–7. <https://doi.org/10.1603/IPM10010>
- 469 Wang X, Hogg BN, Hougardy E, Nance AH, Daane KM (2018). Potential competitive
 470 outcomes among three solitary larval endoparasitoids as candidate agents for
 471 classical biological control of *Drosophila suzukii*. Biol Control, 130: 18-26.
 472 <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2018.12.003>
- 473 Wang X, Biondi A, Nance AH, Zappalà L, Hoelmer KA, Daane KM (2020) Assessment
 474 of *Asobara japonica* as a potential biological control agent for the spotted wing
 475 drosophila, *Drosophila suzukii*. Entomol Gen, 10.1127/entomologia/2020/1100
- 476 Wollmann J, Schlesener DCH, Ferreira MS, Garcia MS, Costa VA, Garcia FRM
 477 (2016). Parasitoids of drosophilidae with potential for parasitism on *Drosophila*
 478 *suzukii* in Brazil. Drosoph Inf Serv, 99, 38–42.
- 479 Yi C, Cai P, Lin J, Liu X, Ao G, Zhang Q, Xia H, Yang J, Ji Q (2020). Life history and
 480 host preference of *Trichopria drosophilae* from southern China, one of the effective
 481 pupal parasitoids on the *Drosophila* species. Insects, 11: 103.
 482 <https://doi.org/10.3390/insects11020103>

483 **Table 1.** Inseticidas comerciais utilizados para avaliar a toxicidade letal e subletal em *Trichopria anastrephae*.

Ingrediente ativo	Nome comercial	Grupo químico	Dose	Cultura
Abamectina	Vertimec 18 EC*	Avermectina	75 mL/100L	Morango
Deltametrina	Decis 25 EC [#]	Piretroide	50 mL/100 L	Citros, pêssgo e maçã
Malationa	Malathion 1000 EC	Organofosforado	200 mL/100L	Citros e pêssgo
	Cheminova ²			
Espinetoram	Delegate ¹	Espinosina	160g/ha	Amora, framboesa e mirtilo
Tiametoxam	Actara 250 WG*	Neonicotinoide	10g/100L	Morango

484 Fabricantes: *Syngenta Crop Protection Ltda, São Paulo, SP, Brasil; [#]Bayer S.A, São Paulo, SP. Brasil; ¹Corteva Agriscience, São Paulo, SP, Brasil; ²FMC

485 Chemistry do Brasil Ltda, São Paulo, SP, Brasil.

486 **Tabela 2.** Mortalidade, taxa de parasitismo, redução de parasitismo e classificação da
 487 IOBC para geração F₀ de *Trichopria anastephae* quando submetidos a diferentes
 488 inseticidas.

Tratamento	Mortalidade (%)	P ($\bar{x} \pm SE$)*	RP(%) [#]	C ¹
Abamectina	10,00±6,66 c	8,60±0,83 b	32,28	2
Deltametrina	60,00±10,00 b	1,20±0,24 d	90,55	3
Malationa	100,00±0,00 a	0,60±0,26 d	95,27	3
Espinetoram	50,00±0,00 b	6,50±0,70 bc	48,81	2
Tiametoxam	15,00±10,67 c	5,70±0,52 c	55,11	2
Controle	0,00±0,00 c	12,70±0,53 a	-	-
Kw	44.513	47.6179		
df	5, 54	5, 54		
p-valor	<0.0000001	<0.0000001		

489 Médias seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Dunn com correção de

490 Bonferroni (p<0,05). * Avaliação do número de pupas parasitadas em cada tratamento. [#] Porcentagem de

491 redução de parasitismo em comparação ao controle. ¹ Classes da IOBC - classe 1: inócuo (RP<30%);

492 classe 2: levemente nocivo (30%≤ RP≤79%); classe 3: moderadamente nocivo (80%≤ RP≤99%); classe

493 4: nocivo (RP>99%).

494 **Tabela 3.** Taxa de emergência e parasitismo, redução de emergência e parasitismo, razão sexual e classificação IOBC para geração F₁ de
 495 *Trichopria anastephae* quando submetidos a diferentes inseticidas.

Treatment	E ($\bar{x} \pm SE$)*	RE(%) [#]	C ¹	RS ($\bar{x} \pm SE$) ²	P ($\bar{x} \pm SE$) ³	RP(%) [#]	C ¹
Abamectin	8,60±0,83 b	29,50	1	0,62±0,15 a	10,80±0,50 a	14,28	1
Deltamethrin	1,20±0,24 d	90,16	3	0,56±0,15 a	11,20±1,68 a	11,11	1
Malationa	0,50±0,22 d	95,90	3	0,66±0,06 a	-	-	-
Spinetoram	6,30±0,77 bc	48,36	2	0,57±0,09 a	10,73±0,56 a	15,24	1
Thiamethoxam	5,70±0,91 c	53,27	2	0,43±0,09 a	11,93±0,52 a	5,76	1
Control	12,20±0,74 a	-	-	0,67±0,06 a	12,66±0,28 a	-	-
Kw	46.2943			9.1217	9.9418		
df	5, 54			5, 54	4, 60		
p-value	<0.0000001			0.1043	0.04		

496 Médias seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Dunn com correção de Bonferroni (p<0,05). *Avaliação do número de parasitoides emergidos. [#]

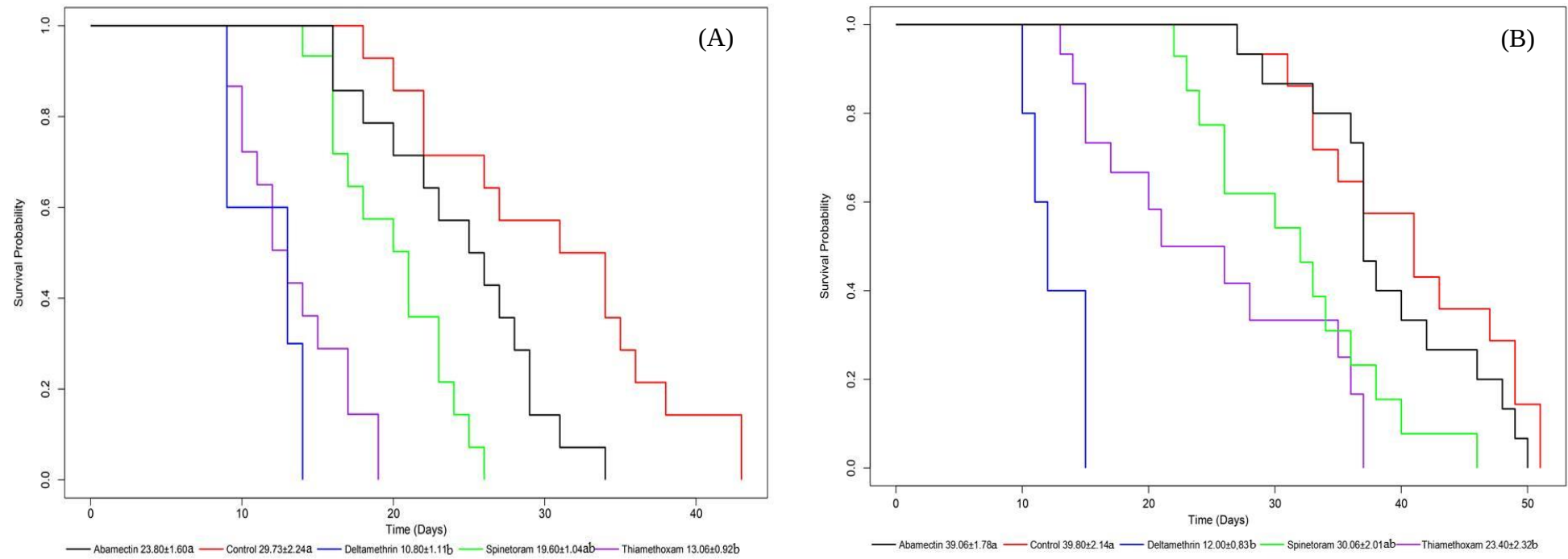
497 Redução de emergência (RE) ou redução de parasitismo (RP) em comparação ao controle. ¹ Classes da IOBC - classe 1: inócuo (R<30%); classe 2: levemente nocivo (30%≤

498 R≤79%); classe 3: moderadamente nocivo (80%≤ R≤99%); classe 4: nocivo (R>99%). ²Razão sexual. ³ Avaliação do número de pupas parasitadas em cada tratamento.

Tabela 4. Taxa emergência, redução de emergência, classificação IOBC e razão sexual para geração F₂ de *Trichopria anastrephae* quando submetidos a diferentes inseticidas.

Treatment	E ($\bar{x} \pm SE$)*	RE(%) [#]	C ¹	SR ($\bar{x} \pm SE$) ²
Abamectin	10,73±0,52 a	12,47	1	0,66±0,06 a
Deltamethrin	9,80±1,80 a	19,67	1	0,42±0,17 a
Spinetoram	9,80±0,65 a	19,67	1	0,67±0,06 a
Thiamethoxam	11,20±0,95 a	8,64	1	0,67±0,04 a
Control	12,26±0,33 a	-	-	0,68±0,03 a
Kw	9.767			1.4904
df	4, 60			4, 60
p-value	0.04			0.8283

Médias seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Dunn com correção de Bonferroni (p<0,05). * Avaliação do número de parasitoides emergidos. [#] Redução de emergência de parasitoides em comparação ao controle (RE). ¹ Classes da IOBC - classe 1: inócuo (RE<30%); classe 2: levemente nocivo (30%≤ RE≤79%); classe 3: moderadamente nocivo (80%≤ RE≤99%); classe 4: nocivo (RE>99%). ²Razão sexual.



506

507 **Figura 1.** Curva de sobrevivência de adultos da geração F1 de *Trichopria anastrephae*, (A) machos e (B) fêmeas, quando submetidos a
 508 diferentes inseticidas. As curvas foram geradas por meio de estimadores de Kaplan-Meier e comparadas no teste Log-Rank ($P > 0,05$).

Considerações finais

O desenvolvimento de uma base de dados de suscetibilidade para *A. fraterculus*, *C. capitata* e *D. suzukii* representa os primeiros passos para o estabelecimento de um programa de MRI, tornando possível detectar prováveis alterações na suscetibilidade dos insetos ao longo do tempo nos cultivos agrícolas. Assim as concentrações diagnósticas para os inseticidas abamectina, acetamiprido, deltametrina, espinetoram, espinosad, lambda-cialotrina, malationa e tiametoxam causaram mortalidade superior a 90% para populações geograficamente distintas de *A. fraterculus*, *C. capitata* e *D. suzukii*, demonstrando baixa variação interpopulacional na suscetibilidade das espécies aos inseticidas avaliados. Deste modo, as concentrações diagnósticas com base nos valores de CL_{99} definidas no presente estudo podem ser utilizadas em programas de monitoramento da resistência no Brasil.

Da mesma forma, para se estabelecer e manter um programa de MIP o entendimento da toxicidade dos inseticidas é fundamental para manter a sustentabilidade do sistema de manejo. No presente estudo, ficou evidente que a maior toxicidade de inseticidas sobre o parasitoide *T. anastrephae* ocorre na geração F_0 , sendo os inseticidas malationa, deltametrina e espinetoram os mais nocivos à espécie. Enquanto, na geração F_1 foram verificados efeitos na taxa de emergência, contudo os demais parâmetros avaliados não foram afetados negativamente pelos inseticidas. De modo que, na geração F_2 de *T. anastrephae* efeitos transgeracionais dos inseticidas não foram observados.

Referências

- ABRAFRUTAS. Associação Brasileira de Produtores Exportadores de Frutas e Derivados. 2021. Disponível em: <https://abrafrutas.org/2019/03/07/brasil-e-o-terceiro-maior-produtor-de-frutas-do-mundo-diz-abrafrutas/>. Acesso em 30 de janeiro 2021.
- ANDREAZZA, F.; BERNARDI, D.; DOS SANTOS, R.S.S.; GARCIA, F.R.M.; OLIVEIRA, E.E.; BOTTON, M.; NAVA, D.E. *Drosophila suzukii* in Southern Neotropical Region: Current status and future perspectives. **Neotropical Entomology**, v.46, p.591-605, 2017a.
- ANDREAZZA, F.; BERNARDI, D.; BARONIO, C.A.; PASINATO, J.; NAVA, D.E.; BOTTON, M. Toxicities and effects of insecticidal toxic baits to control *Drosophila suzukii* and *Zaprionus indianus* (Diptera: Drosophilidae). **Pest Management Science**, v.73, p.146-152, 2017b.
- ANUÁRIO BRASILEIRO DE HORTI&FRUTI. 2020. Anuário Brasileiro de Horti&Fruti 2020. Disponível em: http://www.editoragazeta.com.br/sitewp/wp-content/uploads/2020/05/HORTIFRUTI_2020.pdf. Acesso em 30 de janeiro 2021.
- AROURI, R.; LE GOFF, G.; HEMDEN, H.; NAVARRO-LLOPIS, V.; M'SAAD, M.; CASTAÑERA, O.; FEYEREISEN, R.; HERNÁNDEZ-CRESPO, P.; ORTEGO, F. Resistance to lambda-cyhalothrin in Spanish field populations of *Ceratitis capitata* and metabolic resistance mediated by P450 in a resistant strain. **Pest Management Science**, 71: 1281- 1291, 2015.
- BARONIO, C.A.; BERNARDI, D.; SCHUTZE, I.X.; BALDIN, M.M.; MACHOTA JUNIOR, R.; GARCIA, F.R.M.; BOTTON, M. Toxicities of insecticidal toxic baits to control *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae): Implications for field management . **Journal Economic Entomology**, v.112, p. 2782-2789, 2019.
- BARZMAN, M.; BÀRBERI, P.; BIRCH, A.N.E.; BOONEKAMP, P.; DACHBRODT-SAAYDEH, S.; GRAF, B.; HOMMEL, B.; JENSEN, J.E.; KISS, J.; KUDSK, P.; LAMICHHANE, J.R.; MESSÉAN, A.; MOONEN, A.C.; RATNADASS, A.; RICCI, P.; SARAH, J.L.; SATTIN, M. Eight principles of integrated pest management. **Agronomy for Sustainable Development**, v. 35, p.1199-1215, 2015.

- BERNARDI, D.; ANDREAZZA, F.; BOTTON, M.; BARONIO, C. A.; NAVA, D.E. Susceptibility and interactions of *Drosophila suzukii* and *Zaprionus indianus* (Diptera: Drosophilidae) in damaging strawberry. **Neotropical Entomology**, v.1, p.1-7, 2017.
- BIONDI, A.; MOMMAERTS, V.; SMAGGHE, G.; VIÑUELA, E.; ZAPPALA, L.; DESNEUX, N. The non-target impact of spinosyns on beneficial arthropods. **Pest Management Science**, v.68, p.1523–1536, 2012.
- BOTTON, M.; ARIOLI, C.J.; MACHOTA JÚNIOR, R.; NUNES, M.Z.; ROSA, J. M. Moscas-das-frutas na fruticultura de clima temperado: situação atual e perspectivas de controle através do emprego de novas formulações de iscas tóxicas e da captura massal. **Agropecuária Catarinense**, v.29, p.103-108, 2016.
- COUSO-FERRER, F.; AROURI, R.; BEROIZ, B.; PERERA, N.; CERVERA, A.; NAVARRO-LLOPIS, V.; CATAÑERA, P.; HERNÁNDEZ-CRESPO, P.; ORTEGO, F. Cross-resistance to insecticides in a malathion-resistant strain of *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). **Journal Economic Entomology**, 104: 1349-1356, 2011.
- CRUZ, P.P.; NEUTZLING, A.S.; GARCIA, F.R.M. Primeiro registro de *Trichopria anastrephae*, parasitoide de moscas-das-frutas, no Rio Grande do Sul. **Ciência Rural**, v.41, p.1297–1299, 2011.
- DEPRÁ, M.; POPPE, J.L.; SCHMITZ, H.J.; DE TONI, D.C.; VALENTE, V.L.S. The first records of the invasive pest *Drosophila suzukii* in the South American continent. **Journal of Pest Science**, v.87, p.379-383, 2014.
- GARCIA, F.R.M. & CORSEUIL, E. Native hymenopteran parasitoids associated with fruit flies (Diptera: Tephritoidea) in Santa Catarina State, Brazil. **Florida Entomologist**, v.87, p.517–521, 2004.
- GONZALEZ-CABRERA, J.; CONTRERAS-BERMUDEZ, Y.; SANCHEZ-GONZALEZ, J.A.; MENDOZA-CEBALLOS, M.Y.; ARREDONDO-BERNAL, H.C. Optimization of a wheat germ diet for mass rearing *Drosophila suzukii*. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, v.166, p.925-931, 2019.
- GRESS, B.E.; ZALOM, F.G. Identification and risk assessment of spinosad resistance in a California population of *Drosophila suzukii*. **Pest Management Science**, v.75, p.1270-1276, 2019.

- KLICK, J., YANG, W.Q.; WALTON, V.M.; DALTON, D.T.; HAGLER, J.R.; DREVES, A.J.; LEE, J.C.; BRUCK, D.J. Distribution and activity of *Drosophila suzukii* in cultivated raspberry and surrounding vegetation. **Journal Applied Entomology**, 140: 37-46, 2016.
- KRÜGER, A.P.; SCHEUNEMANN, T.; VIEIRA, J.G.A.; MORAIS, M.C.; BERNARDI, D.; NAVA, D.E.; GARCIA, F.R.M. Effects of extrinsic, intraspecific competition and host deprivation on the biology of *Trichopria anastrephae* (Hymenoptera: Diapriidae) reared on *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae). **Neotropical Entomology**, v.48, p.957-965, 2019.
- LEE, J.C.; DREVES, A.J.; CAVE, A.M.; KAWAI, S.; ISAACS, R.; MILLER, J.C.; VAN TIMMEREN, S.; BRUCK, C.J. Infestation of wild and ornamental noncrop fruits by *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae). **Annals of the Entomological Society of America**, p. 1-13, 2015.
- MCQUATE, G.T. & LIQUIDO, N.J. Host plants of invasive tephritidae fruit fly species of economic importance. **International Journal of Plant Biology & Research**, v.5, p.1072, 2017.
- MISHRA, R.; CHIU, J.; HUA, G.; TAWARI, N.R.; ADANG, M.J. High throughput sequencing reveals *Drosophila suzukii* responses to insecticides. *Insect Science*, v.25, p.928-945, 2017.
- NAVA, D.E. & M. BOTTON. **Bioecologia e Controle de *Anastrepha fraterculus* e *Ceratitis capitata* em Pessegueiro**. Documento Embrapa Clima Temperado. 315: 29, 2010.
- NUNES, M.Z.; BARONIO, C.A.; SCHUTZE, I.X.; BERNARDI, D.; ARIOLI, C.J.; MACHOTA JUNIOR, R.; BOTTON, M. Toxicity of baits and their effects on population suppression of *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae): Implications for field Management. **Environmental Entomology**, v.49, p. 638-644, 2020.
- PAPADOPOULOS, N.T. 2014. **Fruit Fly Invasion: Historical, Biological, Economic Aspects and Management**, pp.219-252. In Shelly, T. E., Epsky, N., Jang, E. B., Reyes-Flores, J. and Vargas, R. I. (eds.), *Trapping and the Detection, Control, and Regulation of Tephritid Fruit Flies*, vol. 1. Springer Netherlands.
- RAGA, A. & SATO, M. **Controle Químico de Moscas-das-frutas**. Documento Técnico Instituto Biológico, 20-14, 2016.

- RENKEMA, J.M.; MILLER, M.; FRASER, H.; LÉGARÉ, J. PH.; HALLETT, R. H.
First records of *Zaprionus indianus* Gupta (Diptera: Drosophilidae) from commercial fruit fields in Ontario and Quebec, Canada. **JESO**, v.144, p.1-6, 2013.
- ROBERTSON, J. L.; PREISLER, H. K. **Pesticide bioassays with arthropods**. CRC Press, Boca Raton London, NY, 2007.
- SANTOS, R.S.S. **Ocorrência de *Drosophila suzukii* (Matsumura, 1931) (Diptera, Drosophilidae) atacando frutos de morango no Brasil**. Comunicado Técnico Embrapa Uva e Vinho, Bento Gonçalves, 2014.
- SCHLESENER, D.C.H.; WOLLMANN, J.; NUNES, A.M.; CORDEIRO, J.; GOTTSCHALK, M.S.; GARCIA, F.R.M. *Drosophila suzukii*: nova praga para a fruticultura brasileira. **Biológico**, v.77, p.45-51, 2015.
- SCHLESENER, D.C.H., J. WOLLMANN, A.P. KRÜGER, L.N. MARTINS, C.M. TEIXEIRA, D. BERNARDI, F.R.M. GARCIA. Effect of temperature on reproduction, development, and phenotypic plasticity of *Drosophila suzukii* in Brazil. **Entomologia Experimentalis et Applicata**, 168:817-826, 2020.
- SOUZA, M.T.; SOUZA, M.T.; BERNARDI, D.; RAKES, M.; VIDAL, H.R.; ZAWADNEAK, M.A.C. Physicochemical characteristics and superficial damage modulate persimmon infestation by *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) and *Zaprionus indianus*. **Environmental Entomology**, 2020. doi: 10.1093/ee/nvaa117
- VIEIRA, J.G.A.; KRÜGER, A.P.; SCHEUNEMANN, T.; MORAIS, M.C.; SPERIOGIN, H.J.; GARCIA, F.R.M.; NAVA, D.E.; BERNARDI, D. Some aspects of the biology of *Trichopria anastrephae* (Hymenoptera: Diapriidae), a resident parasitoid attacking *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae) in Brazil. **Journal Economic Entomology**, v.113, p.81-87, 2020.
- WALSH, D. B.; BOLDA, M. P.; GOODHUE, R. E.; DREVES, A. J.; LEE, J. C.; BRUCK, D. J.; WALTON, V. M.; O'NEAL S. D.; ZALOM F. G. *Drosophila suzukii* (Diptera: Drosophilidae): Invasive pest of ripening soft fruit expanding its geographic range and damage potential. **Journal of Integrated Pest Management**, v.2, p.1-7, 2010.
- WOLLMANN, J.; SCHLESENER, D.C.H.; FERREIRA, M.S.; GARCIA, M.S.; COSTA, V.A.; GARCIA, F.R.M. Parasitoids of drosophilidae with potential for

parasitism on *Drosophila suzukii* in Brazil. **Drosophila Information Service**, v.99, p.38–42, 2016.